

学校的理想装备

电子图书·学校专集

校园网上的最佳资源

# 生理学实验



# 生理学实验

# 第一章 总 论

## 第一节 生理学实验课的目的、要求和规则

### 一、生理学实验的重要性

生理学是一门实验性的科学。从发展上看，它所以能成为一门独立的学科，应归功于 17 世纪的英国著名医生威廉·哈维 (William Harvey)。哈维采用活体解剖法和动物实验法在多种动物体上进行研究，并在人身上进行观察，才得出血液循环的正确结论，并于 1628 年出版了《心血运动论》。所以，生理学是建立在实验和观察基础上的，充分说明了生理学实验对生理学创立和发展的重要作用。因此国内外生理学家无不重视生理学实验课，因为一个只能记忆生理学概念而不会动手的人，是不可能对实验性学科作出贡献的。

### 二、生理学实验课的目的

1. 通过实验使学生逐步掌握生理学实验的基本操作技术，了解生理学实验设计的基本原则，进一步了解获得生理学知识的方法，验证和巩固生理学的某些基本理论。

2. 通过实验使学生逐步提高对实验中各种生理现象的观察能力、分析能力、独立思考和独立解决问题的能力。

3. 在实验过程中，逐步培养学生在科学工作中的严肃的态度、严格的要求、严格的方法和严谨的作风。

### 三、生理学实验课的要求

提高实验课的教学质量，需教师和学生的共同努力。因此，实验课的要求包括对教师和学生两个方面。

#### (一) 实验前

1. 集体备课 生理学实验是在生命机体上进行的，易受各方面因素的制约和影响，实验前进行集体备课是保证实验顺利完成的基本条件。集体备课应在主管教师的统一指导下进行，负责实验的人员（包括教师、研究生、实验技术人员）全部参加。在备课中，明确实验的目的要求、统一实验的方法步骤、规定实验的项目和内容。并要求教师熟练掌握。

2. 学生必须仔细预习实验指导，了解实验的目的要求、基本原理以及简要的操作步骤。实验课开始后，教师如发现学生未预习，应令其停止实验，待预习后再进行。

3. 学生应复习有关理论，以便提高实验过程中的主动性和效率，并进一步巩固有关理论知识。

#### (二) 实验过程中

1. 教师应严格要求学生，对必须学会的基本操作技术应一丝不苟，培养学生的科学素养和分析问题、解决问题的能力。

2. 学生应认真、仔细地进行各项操作，观察实验中出现的各种现象，如实地随时加以记录，并对引起各种生理现象的原因、意义进行分析与思考。

3. 实验器材要安放整齐，布局合理，便于操作。要保持清洁卫生，随时清除污物。实验桌上不得放置与实验无关的物品。

4. 爱护仪器与实验动物，注意节约各种实验材料。公用物品在使用完毕后应放回原处，以免影响别人使用。

5. 保持实验室安静，不得嬉笑与高声谈话，以免影响别人实验。

6. 遵守实验室规则，注意实验小组内的团结、配合与分工协作。

### (三) 实验后

1. 学生应将实验用具整理就绪，放回原处。所用手术器械必须擦洗干净。实验用具如有损坏或缺少，应即报告指导教师。作好实验室的清洁卫生工作。

2. 妥善处理实验动物，如实验结束后动物尚未死亡，应在教师指导下处死，而后放于指定地点。

3. 整理实验记录，认真书写、及时交实验报告。

4. 教师应认真批改实验报告。如发现不符合要求的实验报告，应指明问题，退回重写。

## 四、实验报告的书写

写实验报告是生理学实验课的基本训练之一，应以科学态度，认真、严肃地对待，以便为日后撰写科学论文打下良好的基础。为帮助学生书写报告，现将其格式、内容和要求作一简要说明。

(一) 实验结束后，均需根据指导教师的要求，每人写一份实验报告，并按时完成，及对送交指导教师评阅。

(二) 书写实验报告要求文字简练、通顺，书写清楚、整洁，正确使用标点符号。

(三) 在书写实验报告时，提倡学生间的相互讨论和争辩，但必须自己独立完成。否则，应重写。

### (四) 实验报告的格式与内容

1. 注明姓名、专业、组别、日期。

2. 实验序号及题目。

3. 实验目的要求。

4. 实验方法 应根据教师的具体要求写。一般情况下或重复使用的方法，可作简要说明。

5. 实验结果 实验结果是实验报告的重要部分，应将实验过程中所观察或记录到的生理效应忠实地、正确地记述和说明。结果部分常需用实验记录，这就需要将实验记录进行合理地加工与剪贴，并加图号、图注及必要的文字说明。不得将原始记录原封不动地附在报告上。

凡属定量的测量资料，例如快慢、轻重、长短、多少等，均应以正确的单位和数值严格地写在报告上。为了说明实验的可靠性，有些实验结果需要作统计学处理，求出均数、标准差以及显著性检验。具体方法参见附录三。

为了便于说明和比较，有些实验结果可以列表或绘图表示。绘制棒状图和坐标图的方法、要求、注意事项参看附录四。

6. 讨论与结论 讨论是根据所学的理论知识，对实验结果进行科学地分析和解释，并判断实验结果是否是预期的。如果出现非预期的结果，应分析其可能的原因。

讨论是实验报告的核心部分，可以帮助学生提高独立思考和分析问题的能力。不应盲目抄袭书本，应提倡学生根据自己的实验结果提出创造性的见解和认识，但必须是严肃认真、有科学依据的。

结论是从实验结果和讨论中归纳出一般的概括性的判断，也就是这一实验所验证的基本概念、原则或理论的简明总结。结论的书写应该是简明扼要的。

## 五、实验室规则

1. 遵守学习纪律，准时上、下课。实验期间不得借故外出或早退。特殊情况下，应向教师请假。

2. 必须严肃认真地进行实验操作、观察实验结果。实验期间要保持安静，不得进行任何与实验无关的活动。

3. 实验所得数据及实验记录，需经教师审核，否则不得结束实验。

4. 各组的仪器和用品，由本组使用，不得与别组调换，以免混乱。如遇仪器损坏或丢失，应报请教师处理。

5. 爱护公共财物，注意节约各种实验用品。实验动物按组发给，如需补充使用，须经教师同意才能补领。

6. 保持实验室清洁整齐，随时清除污物。实验完毕后，应将实验器材、用品收拾妥当；将手术器械清洗干净，清点数量，放回原处。经教师检查后才能离开实验室。

(解景田)

## 第二节 活体解剖技术

生理学实验是以活的动物或人体作为观察对象和实验材料的。在动物实验中，活体解剖技术对生理学实验的成败起着十分重要的作用。在实验过程中，学生应着重于学习、掌握这些操作技术，以提高动手能力。

生理学实验方法虽然多种多样，但一般可分为离体实验法和在体实验法两类。而在体实验法又可分为急性实验和慢性实验两种。急性在体实验法是动物在麻醉或毁坏脑或脊髓的状态下，用手术的方法暴露某一器官，观察、研究其机能及变化规律。如在体心脏活动的观察、肾脏泌尿机能的研究等。急性离体实验法是将要研究的器官或组织从活的或刚处死的动物体上取出，置于接近正常生理条件的人工环境中，以观察、研究其生理机能。如离体心脏的灌流、离体肠段的活动以及用坐骨神经-腓肠肌标本研究神经肌肉的生理机能等。急性实验法实验不能持久，只能在一定时间内进行观察研究，而且实验后动物不能存活。慢性实验法是在特定条件下，以完整而清醒的动物为对象的实验方法，可以在较长的时间内，连续地反复观察动物的某一生理机能。此法常需要先动物体上施行某种无菌外科手术，如胃肠道瘘管术，或在机体的一定部位埋藏电极、或切除某一器官等，须待动物恢复健康后方可进行实验。这种实验花费时间较长，动物需要特殊的护理，在基础生理学实验中较少安排。

### 一、手术器械及其用途

#### (一) 常用手术器械根据生理学

实验的需要，常用手术器械包括手术刀、手术剪、手术镊、金冠剪、蛙类毁髓针、玻璃解剖针等。

1. 手术刀主要用于切开皮肤或脏器。常用手术刀为刀柄和刀片组合式，也有刀柄和刀片相连的(图 1-1)。根据手术的部位与性质，可以选用大小、形状不同的手术刀片。

常用的执刀方法有 4 种(图 1-2)

(1) 执弓式这是一种常用的执刀方法，动作范围广而灵活，用于腹部、颈部或股部的皮肤切口。

(2) 执笔式此法用力轻柔而操作精巧,用于切割短小而精确的切口,如解剖神经、血管,作腹膜小切口等。

(3) 握持式常用于切割范围较广、用力较大的切口,如切开较长的皮肤、截肢等。

(4) 反挑式此法多使用刀口向弯曲面的手术刀片(图 1-1B 最上部的刀片),常用于向上挑开组织,以免损伤深部组织。

2. 手术剪主要用于剪皮肤或肌肉等粗软组织。此外,也可用来分离组织,即利用剪刀的尖端,插入组织间隙,分离无大血管的结缔组织等。手术剪分尖头和圆头两种,即尖头剪和钝头剪。其尖端还有直、弯之别。生理学实验中常习惯于用弯型手术剪剪毛。另外,还有一种小型手术剪,叫眼科剪,主要用于剪血管或神经等柔软组织。眼科剪也有直头与弯头之分(图 1-3)。正确的执剪姿势如图 1-3C 所示,即用拇指与无名指持剪,食指置于手术剪的上方。

3. 手术镊 主要用于夹持或牵拉切口处的皮肤或肌肉组织。眼科镊用于夹持细软组织。手术镊有圆头、尖头两种,又有直头和弯头,有齿和无齿之别,而且长短不一,大小不等

(图 1-4),可根据手术需要选用。通常,有齿镊主要用于夹持较坚韧或较厚的组织,如皮肤、筋膜、肌腱等;无齿镊主要用于夹持较细软的组织,如血管、粘膜等。正确的执镊姿势如图 1-4D 所示,类似于执笔式,较为灵活方便。

4. 金冠剪(技工剪)这是生理学实验中常用的手术器械(图 1-5),特别是在蛙类手术中。金冠剪形状短粗,尖端较短,易于着力。可用于剪皮肤、肌肉、内脏、骨髓以及结线等。执剪姿势与一般手术剪相同。

5. 毁髓针 专门用来毁坏蛙类脑髓和脊髓的器械。分为针柄和针部(图 1-6A),持针姿势一般采用执笔式。

6. 玻璃解剖针 专用于分离神经与血管的工具。有直头与弯头,尖端圆滑(图 1-6B),分离时不易损伤神经或血管。

## (二) 其它手术器械

1. 止血钳 主要作用是分离组织和止血,不同类型的止血钳又有不同的用途。执止血钳的姿势均与执剪刀的姿势相同。常用止血钳有以下三种。

(1) 直止血钳 分长短两种类型(图 1-7),又有有齿和无齿之别。无齿止血钳主要用以夹住浅层出血点,以便止血,也可用于浅部的组织分离。有齿止血钳主要用于强韧组织的止血,提起皮肤等,但不能用于皮下止血。

(2) 弯止血钳 与直型的大同小异,也分长短两种,主要用于深部组织或内脏出血点的止血。

(3) 蚊式止血钳(蚊嘴钳)此种止血钳头端细小,又叫小止血钳,适用于细嫩组织的止血和分离,不宜钳夹大块或坚硬组织。

2. 持针器 主要用于夹持缝针,缝合组织。持针器的头端较短,口内有槽。使用时,用持针器的尖端夹持缝针近尾端 1/3 处。执持针器的姿势与执

剪刀略同，但为了缝合方便，可不必将拇指和无名指套入环口中，而把持于近端柄处（图 1 - 8B）。

3. 骨钳 主要用于咬切骨组织，如打开颅腔或骨髓腔等，骨钳分为剪刀式和小蝶式两种（图 1 - 9），前者适用于咬断骨质，后者适用于咬切骨片。

4. 颅骨钻 主要用于开颅时钻孔（图 1 - 10）。

5. 拉勾与扩张器 主要用于牵拉切口，以便充分暴露手术野深部的结构，进行手术操作。

它们的大小不一、种类繁多，主要视切口的大小与暴露器官的深浅而选用。使用时，切勿用力过猛而损伤组织。在牵拉柔软、脆弱的组织时，在拉勾下垫以纱布为宜。

6. 缝针 用于缝合各种组织。缝针有圆针和三棱针两种，又有直型和弯型之别，而且其大小不一。（图 1 - 8A）圆针多用于缝合软组织，三棱针用于穿皮固定缝合，弯针用于缝合深部组织。

7. 动脉夹 主要用于短期阻断动脉血流，如插动脉插管时使用。

## 二、活体解剖技术

（一）动物的选择 常用的实验动物有狗、猫、兔、大白鼠、小白鼠、豚鼠、鸽、鸭、蟾蜍或蛙等。无论选用哪种动物，均需健康。一般地说，健康的哺乳动物毛色光泽，两眼明亮、眼和鼻无分泌物、鼻端潮而凉、反应灵活、食欲良好。健康的蛙或蟾蜍则皮肤湿润、喜爱活动，静止时后肢蹲坐、前肢支撑、头部和躯干挺起等。

动物种类的选择需根据实验内容而定，使其解剖和生理特点适合于预定实验的要求。如研究主动脉弓减压神经传入冲动的作用时，常选用兔作为实验对象，因为兔的减压神经在颈部自成一束，与迷走神经伴行，易于寻找和分离。在研究心脏特殊传导组织的电活动时，常选用狗的浦肯野氏纤维及兔的窦房结作为实验材料，因为狗的浦肯野氏纤维在心室内较为粗大，很容易解剖分离。此外，动物的选择还需考虑当地实验动物的多寡、供需状况等，如澳大利亚常选用绵羊作为实验对象；在美国学生的实验中，常选用乌龟，而我国则多选用蟾蜍。在生理学的研究中，特别是基础理论研究中，合理地选择实验动物，常常是实验成败的关键，但并非愈是高等动物愈好。在选择实验动物时，应根据实验需要，因地制宜地加以考虑。

（二）动物的麻醉 在慢性实验或急性在体实验中，施行手术之前必须将动物麻醉。麻醉可使动物在手术或实验过程中减少疼痛，保持安静，保证实验的顺利进行。麻醉剂种类繁多，作用原理不尽相同。除了麻痹中枢神经系统以外，还会引起其它生理机能的变化，因此，在应用时需根据动物的种类以及实验或手术的性质慎重加以选择。麻醉必须适度，过深或过浅均会给手术或实验带来不良影响。麻醉的深浅可从呼吸，某些反射的消失，肌肉的紧张程度和瞳孔的大小加以判断。人们常用刺激角膜以观察角膜反射，夹捏后肢股部肌肉以观察其反应的简易方法了解动物的麻醉深度。适宜的麻醉状态是呼吸深慢而平稳，角膜反射与运动反应消失，肌肉松弛。

1. 常用麻醉剂的种类及用法 麻醉剂可分为局部麻醉剂和全身麻醉剂两种。局部麻醉剂常用 0.5—1.0% 盐酸普鲁卡因或 2% 盐酸可卡因作皮肤或粘膜表面麻醉。在生理实验中，多采用全身麻醉剂，如挥发性的乙醚、氟烷和非

挥发性的巴比妥类、氨基甲酸酯等，以下分别加以介绍。

(1) 乙醚(ether)是一种呼吸性麻醉剂，适用于各种实验动物。在用乙醚麻醉猫、兔、或鼠类时，可将动物放在特制的玻璃钟罩内，同时放入浸有乙醚的脱脂棉，动物在吸入后的15—20min开始发挥作用。在麻醉狗时，可用特制的麻醉口罩套在动物嘴上，慢慢将乙醚滴在口罩上进行麻醉。麻醉时需注意动物的保定(下述)。

乙醚对呼吸道有刺激粘液分泌的作用，为防止呼吸道堵塞，可用硫酸阿托品(0.1—0.3mg/kg体重)皮下或肌肉注射。

乙醚麻醉易于掌握，比较安全，作用时间短，麻醉后容易苏醒；但要专人管理麻醉，以防过早苏醒或麻醉过量。

(2) 戊巴比妥钠(pentobarbital sodium)适用于各类实验动物。常配制成5%的水溶液，一般由静脉或腹腔注射。戊巴比妥钠作用开始快，一次给药的麻醉有效时间约2—4h，不需要特殊照顾。如在实验中需要补充注射时，可再由静脉注射1/5剂量，仍可维持1—2h。在麻醉过量时，可产生严重的呼吸和循环抑制，导致动物的死亡。

(3) 硫喷妥钠(pentothal sodium)为淡黄色粉末，水溶液不稳定，一般需使用前配制，常用浓度为2.5—5%，静脉注射，不宜作皮下或肌肉注射。静脉注射后作用较快，但苏醒也快，麻醉时间较短，一般约1.5h。实验过程中可重复注射，以维持麻醉的深度。

(4) 氨基甲酸酯(ethyl carbamate)又名乌拉坦或脲酯。氨基甲酸酯易溶于水，常用浓度为20—25%。适用于多数动物：狗、猫、兔多用静脉或腹腔注射，鸟类多用肌肉注射，蛙类用皮下淋巴囊注射。

(5) 氯醛糖(chloralose)溶解度较小，常用浓度为1%，使用前须加热促其溶解，但不可煮沸。常采用静脉或腹腔注射，可维持麻醉状态3—4h。与氨基甲酸酯合并常用于电生理实验中。

非挥发性麻醉剂使用简便，维持时间较长，实验中无需专人照管，麻醉深度也较易掌握，因此为大多数实验室采用。其缺点是苏醒缓慢。

常用麻醉剂的剂量和用法见表1-1。

2. 麻醉剂的给药途径及方法 非挥发性麻醉剂的给药途径为注射给药法，主要有静脉、腹腔、肌肉、皮下和淋巴囊注射。

(1) 静脉注射 常用静脉注射麻醉狗、兔。狗在麻醉前必须妥善保定，特别是生狗，以防伤人。保定的方法多为捆绑狗的嘴鼻部。即用粗棉带从下颌绕到上颌打一结，然后绕向下颌再打一结，再将棉带引至头后，在颈部背面打第三结，最后再打一活结(图1-11)。另外，也

表1-1 动物常用麻醉剂的剂量和用法



麻醉剂	动物种类	给药途径	药物浓度	剂量(mg/kg 体重)	维持时间 (h)	备注
乙醚	各种动物	气管吸入	/	适量	较短	乙醚对呼吸道有刺激作用，可用阿托品皮下或肌肉注射预防
戊巴比妥钠	狗、猫、兔	静脉	3 %	30	2—4	麻醉较平稳 麻醉过量时，可用咖啡因、苯丙胺解救
	狗、猫、兔	腹腔		35		
	鼠类	腹腔		40		
	鸟类	肌腔		50—100		
氨基甲酸乙酯	狗、猫、兔	静脉	20—25 %	1000	2—4	易溶于水 对器官功能影响较小
	狗、猫、兔	腹腔		1000		
	鼠类	腹腔		1000		
	鸟类	肌肉		1250		
	蛙类	皮下淋巴囊		2000		
氯醛糖	狗、兔	静脉	1 %	60—80	3—4	溶解度较低，可加温助溶，但不可煮沸。对呼吸及血管运动中枢影响较小
	猫	腹腔		60—80		
	鼠类	腹腔		80—100		
硫喷妥钠	狗、猫 兔	静脉	2.5—5 %	15—25	0.5—1.5	溶液不稳定，需使用前配制。刺激性较大，不宜作皮下或肌肉注射。静脉注射对心血管及内脏损害较小，注射宜慢以免麻醉过深
		静脉		10—20		
苯巴比妥钠	狗、猫、兔	静脉	10 %	80—100	24—72	麻醉诱导期较长，深度不易控制。不宜作血压实验。麻醉过量可用苯丙胺、四氯五四烷解救
	狗、猫、兔	腹腔		100—150		
	鸽	肌肉		300		

可用特制的长柄大铁钳将狗颈部钳住，钳夹后将钳头固定于墙角或地面，此时头部不能自由活动，但不影响呼吸。在狗，最常用于注射和采血的静脉为前肢内侧的头静脉和后肢小腿外

侧的小隐静脉。注射前需在注射部位剪毛，用手握压静脉向心端处，使血管充血膨胀。将注射针头顺血管方向先刺入血管旁的皮下，然后再刺入血管，此时可见回血。注射者一手固定针头，一手缓缓进行推注（图 1-12）。

静脉注射兔的常用部位为耳缘静脉。兔耳的外缘血管为静脉，中央的血管为动脉。注射

前最好将动物放入兔体固定箱内，使兔头露于箱外，以防注射时挣扎。先除去注射部位的被毛，用左手食指和中指夹住耳缘静脉近心端，使其充血（亦可用动脉夹夹住），并用左手拇指和无名指固定兔耳。用右手持注射器将针头顺血管方向刺入静脉（图 1-13），刺入后再将左手食指和中指移至针头处，协同拇指将针头固定于静脉内，便可缓缓注射。如注射阻力过大或局部肿胀，

说明针头未刺入血管，应拔出重新刺入。首次注射应从静脉的远心端开始，以便进行反复注射。

(2) 腹腔注射 常用腹腔注射麻醉猫和鼠类，狗、兔、鸽、蛙类也可采用。在进行猫的腹腔注射时，要紧抓住颈后皮肤皱襞，迅速将注射针头刺入腹腔，注射完毕后立即退出针头。猫是易发怒动物，牙、爪均可伤人，为安全计，最好将猫放入布制口袋内，封口后进行注射，其方法并不难掌握。在腹腔注射鼠类时，也需注意安全。对小白鼠可采用手持法进行注射（图 1-14），即用左手小指和第四指将鼠尾夹住，迅速用其它三指抓住鼠耳及颈部皮肤，将腹部朝上，右手将注射针头刺入下腹部腹白线稍外侧处，注射针与皮肤面呈  $45^\circ$  夹角，若针尖通过腹肌后抵抗消失，应保持针头不动，轻轻注入麻醉剂。腹腔注射应防止把针头刺入肠、肝、膀胱等内脏器官，因此针头刺入后须轻轻回抽，如无肠内容物、尿液或血液被抽出，表明针头未刺入内脏。

(3) 肌肉注射 常用肌肉注射麻醉鸟类，注射部位多为胸肌或腓肠肌等肌肉较发达的部位。猴、狗、猫、兔多选用两侧臀部或股部进行肌肉注射。固定动物后，右手持注射器，使之与肌肉呈  $60^\circ$  夹角，一次刺入肌肉。注射完毕后用手轻轻按摩注射部位，帮助药液吸收。

(4) 皮下注射 在注射麻醉中并不常用。小白鼠的皮下注射通常在背部皮下，可将皮肤拉起，注射针刺入皮下。将针头轻轻向左右摇摆，容易摆动则表明已刺入皮下，然后注射药物。拔针时，可以手指轻捏注射部位，以防药液外漏。对大白鼠、豚鼠、兔、猫等可选用背部、大腿内侧或臀部等皮下脂肪较少的部位进行皮下注射。鸽通常选用翼下部位注射。(5) 淋巴囊注射 麻醉蛙或蟾蜍时常用淋巴囊注射。由于蛙类皮肤较薄，弹性较差，抽针后药液易自注射处外流，故采用胸部淋巴囊注射为宜。方法是将针头刺入口腔粘膜，通过下颌肌层入皮下淋巴后囊（图 1-15）再行注射。一只动物一次可注射 0.25—0.1ml 升溶液。

3. 麻醉过量的处理 麻醉过量时，可按麻醉剂的不同、过量的程度，采取不同的处理。如动物呼吸极慢而不规则，但血压和心搏仍正常时，可施行人工呼吸，并给苏醒剂。若动物呼吸停止、血压下降，但心搏仍可摸到时，应迅速施行人工呼吸，同时注射 50% 温热葡萄糖

溶液 5-10ml，并给肾上腺素及苏醒剂。若动物呼吸停止、心搏极弱或刚停止时，应使用 5%  $\text{CO}_2$  和 60%  $\text{O}_2$  的混合气体进行人工呼吸，同时注射温热葡萄糖溶液、肾上腺素和苏醒剂，必要时可打开胸腔直接按摩心脏。常用的苏醒剂有咖啡因、苯丙胺、印防己毒素和可拉明等。

(三) 动物的固定 急性在体实验的手术过程中，必须将麻醉动物稳妥地加以固定，以限制动物的活动，保证实验或手术的顺利进行。一般使用各种动物的头夹和固定绑带将动物固定于手术台上，但随手术部位和实验内容的差别，动物的固定方法也不相同。生理学实验中最常使用的动物固定方法有两种：背位（仰卧位）固定法和腹位（俯卧位）固定法，其中关键性的固定部位是头部和四肢。

1. 背位固定法 将动物的背部直接接触手术

台的固定方法。在呼吸、循环、消化、泌尿等实验中均采用此法。各类哺乳动物（兔、狗、猫等）的背位固定法大同小异，现以兔为代表加以说明。

(1) 头部的固定 头部的固定通常使用头夹(图 1-16),有兔头夹、猫头夹和狗头夹之分。使用时可将相应的头夹固定于手术台前端的直棒上,然后将已麻醉的动物背位置于手术台上。兔头的固定是将兔头夹的半圆铁圈由背部夹持于动物的颈部,然后将金属圆铁圈适度地套紧兔嘴,旋紧螺丝,加以固定(图 1-17),但不可过分压迫鼻部,以免影响呼吸。狗头夹为一较大的圆铁圈,圈内上部有一直铁棒,其上有一半圆铁圈,均可上下移动,固定时把狗舌拉出,将狗的嘴鼻部插入圆铁圈内,半圆铁圈的下方,再将直铁棒插入上下颌之间,犬齿之后,加以固定,然后旋动螺旋,将半圆铁圈下移,适度地压在动物的鼻梁上。若无动物头夹,也可取线绳代替,即将线绳拉紧动物的门齿,固定于手术台前端的直棒上,方法简便易行,也可达到固定头部的目的。

(2) 四肢的固定 在头部固定之后,即可固定四肢。四肢用绑带固定,先将绑带按图 1-17 打结,再进动物前肢的腕关节和后肢踝关节,将绑带收紧,后肢的绑带可直接拉紧分别扎于手术台两侧的木钩上。除特殊要求外,前肢的固定方法应为:将两前肢平放在胸部的两侧,再把捆绑前肢的两条绑带从动物背部交叉穿过,并压在对侧前肢的前臂上,最后拉紧绑带,固定于手术台两侧的木钩上(图 1-17)。这样可将动物稳妥地固定于手术台上。

2. 腹位固定法 是动物的腹部直接接触手术台的固定方法。这种固定法适用进行脑脊髓的实验。兔、猫头部的固定常用马蹄形头固定器(图 1-18)。其方法是在两侧眼眶下部剪去一小块毛皮,暴露颧骨突,用带 1mm 钻头的骨钻打一小孔,将固定器两侧的尖头金属棒紧紧嵌入小孔内,加以固定,再调节固定器中间的金属棒的高度,使其尖端紧嵌在两门齿缝之间,旋紧螺旋固定之。如果需要头部上仰,可提高固定器前端的垂直铁柱;如需头部下俯,可将该铁柱放低。

动物四肢的固定同前,用绑带缚紧后直接拉紧固定于手术台两侧的木钩上,前肢的绑带可不进行交叉。

3. 蛙类的固定法 蛙和蟾蜍的固定法也分背位和腹位两种。规范的固定方法是使用蛙腿夹和蛙板,方法较简单。将蛙腿夹套在蛙四肢的腕关节或踝关节处,拉紧四肢插入蛙板上的

小孔内即可(图 1-19)。如无这些器材,可用大头针将四肢直接钉在木板上。蛙类头部活动不大,一般不作特殊固定。

#### (四) 急性动物实验的基本操作技术

1、手术切口与止血 在哺乳动物体上行皮肤切口之前,需将切口部位及其周围的毛剪去。剪毛应使用剪毛剪,持剪方法同一般手术剪。剪毛时,应将剪毛剪的凸面贴近皮肤,依次剪毛,切忌提起毛剪,以免剪及皮肤。剪下的毛应放入污物筒内,以免到处飞扬,污染环境。做切口前,应注意切口的大小和解剖结构,一般以少切断神经和血管为原则,同时应尽可能地使切口与各层组织的纤维方向一致。切口的大小,既要便于手术操作,但也不可过大。做切口时,先用左手拇指和食指、中指将预定切口上端两侧的皮肤固定,右手持手术刀,用执弓式或执笔式,以适当的力量,一次全线切开皮肤和皮下组织,直至肌层。

手术过程中，要随时注意止血。以免造成手术野血肉模糊，难以分辨血

管和神经，延误手术时间。止血方法 第一步：作第一个单结视出血情况而定。微小血管出血，可用湿热生理盐水纱布按压止血；较大血管出血，需先找到出血点，用止血钳夹住，而后用线结扎；大血管破损，应准确、快速止血，否则失血过多，影响实验。实验期间，应将创口暂时闭合，或用湿热生理盐水纱布盖好，以免组织干燥。

## 2、手术结 手术结不仅是外科

手术上的重要技术，也是急性动物实验中的基本技术。手术结有多种，如单结、方结、外科结、脱结、十字结、三叠结等，其中以方结和三叠结最为安全可靠。在生理学实验中，又以方结最为常用，打结的方法有单手打结法、双手打结法和持钳打结法几种。单手打结法(图 1-20, 1-21)最为方便，但结线必须留得长些。

图 1-22, 1-23 为持钳打结法。这种打结法适用于结线太短或结扎部位过深等情况。总之，打结是一种基本技术，在动物实验中经常使用，要经常练习，熟练掌握。

## 3、颈部手术

(1) 气管分离术 将动物背位固定，剪去颈部腹面的毛，用手术刀在紧靠喉头下部沿颈部正中线切开皮肤。切口长度：兔、猫约 5-7cm；狗约 10cm；大白鼠或豚鼠的 2.5-4cm。在气管正腹面用手或止血钳分层分离皮下结缔组织，即露出胸骨舌骨肌。此肌起于胸骨，止于舌骨体，位于颈腹面正中线，覆盖于气管腹面。用止血钳由正中线将胸骨舌骨肌分开，即可

(2) 颈外静脉分离术 哺乳动物的颈外静脉壁薄粗大，且分布很浅。位于颈部皮下、胸骨乳突肌(狗为胸头肌)外缘。分离该静脉时，可用左手拇指与食指捏住切口一侧的皮肤，再向外翻，可将暗紫色的粗大静脉翻于食指上。用玻璃解剖针或细止血钳由静脉外侧分离结缔组织，即可将颈外静脉分离出来，然后穿线备用。

(3) 颈总动脉分离术 颈总动脉位于气管外侧，腹面被胸骨舌骨肌和胸骨甲状肌所覆盖。分离时，可用左手拇指和食指捏住已分离的气管一侧的胸骨肌，再稍向外翻，即可将颈总动脉以及神经束翻于食指上。用玻璃解剖针或止血钳轻轻分离动脉外侧的结缔组织，便可将颈总动脉分离出来，最后穿线备用。注意：颈部神经与颈总动脉被结缔组织包绕在一起，形成血管神经束。在分离动脉时，应注意神经的部位与走行，切勿伤及与其伴行的神经。

(4) 神经分离术 在分离颈总动脉的基础上，提起动脉，即可看到粗细不同的神经，用玻璃解剖针小心分离其外的结缔组织，一般分离出 2cm 即可穿线备用。颈部的神经分布因动物的种类而不同，以下介绍常用实验动物兔、猫和狗颈部神经的特点。兔颈部的血管神经束内有 3 条粗细不同的神经，其中迷走神经最粗，呈白色，一般位于外例；交感神经稍细，略呈灰色，一般位于内侧；减压神经最细，位于迷走神经与交感神经之间，减压神经属于传入性神经(参见图 4-17)。猫的迷走神经与交感神经并行，迷走神经较粗，交感神经较细，减压神经并入迷走神经中。狗在颈总动脉背外侧有一条粗大的迷走交感干，迷走神经的结状神经节与交感神经的颈前神经节相邻。迷走

神经从第1颈椎下面进入颈部，与交感神经干并行，被一结缔组织鞘所包绕，形成迷走交感干，在进入胸腔后，两神经才分开、移行。

4. 腹部手术 在动物实验中，腹白线是腹部切口的常用部位。腹白线是位于腹中线下方的白色健膜线，从胸骨的剑突隆起直至耻骨联合。腹白线为较宽的结缔组织间层，神经血管分布极少。因此，通过腹白线所作的腹正中切口，不伤及肌肉、神经和血管，对动物损伤较小，较少出血。腹正中切口的长度因实验的要求和动物的种类而不同。如在观察兔胃和小肠运动的实验中，需在胸骨剑突下方作8-10cm的切口，才能充分暴露胃和小肠。而在兔尿形成的调节实验中，只需自耻骨联合向前作2-3cm的切口，即可将膀胱引出。

兔左侧内脏大神经的分离可通过腹部，也可通过背部，这里仅以前者加以说明。将兔背位固定，剪毛，沿腹白线由剑突向后作8-10cm的腹正中切口。以温热生理盐水纱布包住胃肠道，并推向右侧。在左侧腹腔后壁找到左肾，在肾脏上方，紧贴腹主动脉与左肾动脉夹角的上方，可见一杏黄色肾上腺。用止血钳分离肾上腺附近的脂肪组织，并向肾上腺斜外上方分离，在腹膜下隐约可见一乳白色的细神经

与腹主动脉并行，此即为内脏大神经。它由肾上腺外上方通向肾上腺，并在通向肾上腺前形成两条分支，分支交叉处略膨大，此即为腹腔神经节。小心分离内脏大神经，并穿线备用。5. 股部手术 股部血管与神经在动物实验中也较常用，如插入心导管、测压、注射和采血等，股部血管和神经在股三角处通过。股三角为股部手术的常用部位。股三角是指耻骨肌与缝匠肌后部的后缘之间所形成的三角区。在股三角内，有股动脉、股静脉和股神经通过。

血管与神经分离术：将动物背位固定，先用手指在股部内侧面根部触摸动物搏动部位，剪去该部位的被毛，用手术刀沿血管平行方向作一4-5cm切口。用止血钳分离皮下结缔组织，再将耻骨肌和缝匠肌的交点处分离，并将缝匠肌后部向外拉开，其下方可见筋膜包绕的神经血管束（图1-24）。用蚊式止血钳细心分离其结缔组织膜，即可将血管和神经分离出来，并穿线备用。血管神经的自然位置为，股静脉位于内侧，股神经位于外侧，股动脉位于两者之间。

（五）采血技术 由于实验动物不同，实验需要和采血数量有别，所选用的采血方法也不相同。这里仅介绍几种实验动物的常用采血技术。

#### 1. 兔和豚鼠

（1）心脏采血 将兔或豚鼠背位固定，剪去左侧胸部相当于心脏部位的被毛，用碘酒和酒精消毒皮肤，选择心脏跳动最明显处作穿刺。一般由胸骨左缘外3mm处刺入兔的第三肋间隙；在豚鼠，则刺入第4-6肋间隙。穿刺时，最好用左手触诊心脏，以作配合。当针头接近心脏时，就会感到心脏的跳动。这时需将针头再向里穿刺，便可进入心室。由于心脏的搏动，血液会自然进入注射器。如认为针头已进入心脏，但抽不出血液，可把针头稍微退出或进入一点。心脏采血经6-7天后，可以重复进行。采血量：在兔一次可取血液20-25ml，在豚鼠可取6-7ml血液。

（2）兔耳中央动脉采血 将兔置于兔固定箱内，用酒精棉球擦揉兔耳片刻，使其充血。在兔耳中央有一条纵行、较粗、颜色鲜红的中央动脉。用左手固定兔耳，右手持注射器，在中央动脉的末端，沿动脉平行地向心方向刺入动脉，轻轻抽动针筒，即可见血液进入注射器。一次可采血约15ml（采血

后应注意止血)。采血一般使用6号针头,不可太细。需加注意的是,兔耳中央动脉易发生痉挛性收缩,因此,采血前必须使兔耳充血。当动脉扩张,未发生痉挛性收缩前立即进行抽血,时间过长,动脉会发生较长时间的收缩,采血难以进行。

此外,兔和豚鼠还可采用股静脉、颈静脉、股动脉、颈总动脉采血,一般需行动、静脉分离术,而后采取。

## 2. 小白鼠和大白鼠

(1) 颈静脉或颈动脉采血 将鼠麻醉后背位固定于手术台上,剪去一侧颈部外侧的被毛,作常规颈静脉或颈动脉分离术。用注射器针头沿血管平行方向刺入,抽取所需血量。此法采血量:体重20g小白鼠可采血0.6ml左右;体重300g大白鼠可采血8ml左右。同法也可选用股动脉或股静脉采血。

(2) 尾静脉采血 将鼠放入固定筒内,露出鼠尾。用手揉擦或用温水(45—50℃)加温鼠尾,也可用二甲苯等涂擦鼠尾,使尾静脉充血。用剪刀剪断尾尖(小白鼠1—2mm,大白鼠约5—10mm)后,即可流出血液。如血流不畅,可用手轻轻从尾根部向尾尖部挤压数次,可取到数滴血液。

如实验需要间隔一段时间而多次采血时,每次采血可将鼠尾剪去很小一段。采血后,用棉球压迫止血,并立即用6%液体火棉胶涂于尾部伤口处,使之结一层火棉胶薄膜,以保护伤口。

此外,也可采用尾静脉交替切割法进行间隔、多次性采血。方法是用锋利手术刀片在尾部切一小口,切破一段尾静脉,血液即由伤口流出(图1-25)。此法每次可采0.3—0.5ml血液,可供一般血常规实验。尾部的3条静脉可交替切割,并由尾尖部向尾根部逐次切割,以保证连续多次使用。切割后用棉球压迫止血,约3天后即可结痂痊愈。此法在大白鼠采血时较为常用,效果较好。

(3) 眼眶后静脉丛采血 先制作硬质玻璃吸管,管长7-10cm,一端管径为0.6mm,壁厚为0.3mm的毛细管,另一端逐渐扩大呈喇叭形。采血部位是眼球和眼眶后界之间的眼眶后

静脉丛。采血时,用左手从背部捉住动物,以食指和拇指握住颈部,利用对颈部所加的轻压力,使头部静脉血液回流困难,眼球充分外突,以辨认眼眶后静脉丛(图1-26)。右手持消毒的吸管,将其尖端插入内侧眼角,并轻轻由鼻侧眼眶壁

平行地对准喉头方向推进,约4—5mm即达眼眶后静脉

丛。把玻璃吸管取水平位,稍加吸引,血液即流入吸管。

为防止血液凝固,采血前可用1%肝素溶液湿润吸管内壁。采血后,将吸管拔出,同时放松左手使出血停止。用此采血法一次可采取小白鼠血液0.2ml,大白鼠血液0.5ml,一般不发生术后穿刺孔出血或其它合并症。还可根据实验需要,于数分钟后在同一穿刺孔重复采血。除小、大白鼠外,豚鼠和兔也可从眼眶后静脉丛采血。

## 3. 狗和猫 狗、猫的采血可用前、后肢皮下静脉。

其基本方法与静脉注射法相同(参见图1-12)。需加注意的是抽血时速度要慢,以防针口吸着血管壁。此法一般可抽取10—20ml血液。此外,还可采用颈静脉、颈动脉、股动脉取血,基本方法见颈部手术和股部手术。如实验需要抽取大量血液,可用心脏采血法,其方法与兔的心脏采血略同。

#### 4. 鸽、鸡和鸭

(1) 翼根静脉采血 鸽和鸡常采用翼根静脉采血法。采血时,可将翼部展开,露出腋窝部,将羽毛拔去,即可见到明显的翼根静脉。由助手将动物固定,用碘酒、酒精消毒皮肤。用左手拇指、食指压迫此静脉的近心端,使血管怒张。右手持连有 $5\frac{1}{2}$ 号针头的注射器,由翼根部向翅方向沿静脉平行刺入血管,即可抽取血液(图 1-27)。

(2) 翼下肱静脉采血 鸭可从翼下肱静脉采血。采血时,将鸭背位固定于手术台上,剪去翼下靠躯干的羽毛,残留的绒羽可用手拔去。在靠近躯干部的翼下可见到皮下有一条深蓝色的肱静脉,便可用注射器由此处采血。

#### (六) 动物的处死方法

1. 脊椎脱臼法 用左手拇指和食指捏住小白鼠头的后部,并用力下压,右手抓住鼠尾,用力向后上方拉,即可使颈椎脱臼,瞬间死亡(图 1-28)。

2. 空气栓塞法 向动物静脉内注入一定量的空气,使之发生栓塞而死亡。狗、猫、兔、豚鼠均可用此法处死。兔一般选用耳缘静脉,狗由前肢或后肢皮下静脉注射。兔、猫等静脉内注入 20—40ml 空气、狗注入 80—150ml 空气即可致死。

3. 放血致死法 轻度麻醉动物后,固定于手术台上。行股部手术,暴露股三角区。分离股动脉,并插一根塑料管。打开动脉夹,使血液流入容器内。一般动物 3—5min 内即可致死。除股动脉外,常用选用颈总动脉放血。此法处死动物较为安静,对内脏器官无损伤,是采集病理切片标本、同时采集血液的一种较好的方法。狗、兔、猫等均可采用此法处死。

(解景田)

### 第三节 生理学常用仪器

生理学常用仪器这一命题是十分广泛的,而且各院校所使用的仪器不同,这里只能作粗略地介绍。为了让学生了解生理学仪器的发展,近代出现的电子仪器和经典型的生理仪器同时介绍,但以前者为主。

生理学仪器一般由四大部分组成,即刺激系统、探测系统、信号调节系统和记录系统。为使机体或离体组织细胞兴奋,需要给予刺激,常用的刺激装置为电子刺激器和感应电刺激器。当生理现象是电信号时,探测系统可以是引导电极,包括记录单细胞电活动的玻璃微电极以及记录群细胞电活动的粗大金属电极。当生理现象为其它某种能量形式时,如机械收缩、压力和声音等,探测系统又可以是换能器。由于生物电信号较为微弱,信号调节系统则是一种放大器或放大器的组合。经典实验中各式各样的杠杆和传动装置也起着信号调节作用。记录系统通常使用示波器或笔式记录仪。记纹鼓是一种经典的记录仪,国内外通常列入常用生理仪器加以介绍。图 1-29 表示这些仪器的配置。

#### 一、刺激系统

多种刺激因素,如光、声、电、温度、机械及化学因素等都可使可兴奋

组织产生生理反应。但实验生理学中应用最广泛的是电刺激，因为这种刺激易于控制刺激参数，对组织没有损伤或损伤较小。常用的刺激系统包括电子刺激器或感应电刺激器、刺激隔离器和各种刺激电极。

(一) 电子刺激器 电子刺激器是一种能产生一定波形的电脉冲仪。所产生的波形大致有方波、正弦波和锯齿形波。其中最常用的是方波。其原因不仅是波形简单，易于控制刺激参数，包括刺激强度、刺激时间和刺激频率，而且方波的上升时间快，从几  $\mu\text{s}$  至几十  $\mu\text{s}$ ，这种陡峭的前缘刺激电流对生物组织是较为有效的刺激。

刺激强度是指方波幅度，可用电压或电流强度表示。电流强度一般从几  $\mu\text{A}$  至几十  $\text{mA}$ ，电压可在 200V 以内。刺激强度过小，不能使细胞膜静息电位降低至阈电位而引起细胞兴奋；强度过大，可引起组织内电解和热效应而使其损伤和破坏。因此在实验过程中，过强过弱的刺激均应避免。

刺激时间是指方波的持续时间，又叫波宽(图 1-30)。一般刺激器的持续时间从几十  $\mu\text{s}$  至数 s。采用单向方波刺激时，刺激时间不宜过长，否则将产生损伤效应。为了减少引起组织损伤的电解和热效应，应尽量缩短刺激时间，并采用正负双向方波刺激。另外，使用最佳刺激时间与刺激强度的大小密切相关。据认为若选用波宽为 1ms 的双向方波刺激，方波振幅以 10V 为佳；若波宽减少至 0.5ms，振幅常需加大至 40—50mV。

在连续刺激时，还可调节刺激频率。刺激频率是刺激方波的重复频率，一般少于 1000 次/s。刺激频率过高时，可能有一部分刺激会落于组织的不应期而无反应，使刺激与生理效应不能同步。刺激频率的选择随被刺激组织的不同而变化。一般认为，在生理学实验中，刺激频率以 60—100 次/s 为佳。应用连续刺激时，还可根据实验需要调节“串长”。“串长”表示以重复频率不断输出刺激方波可持续的时间，即一连产生数个方波的时间。

电子刺激器除可调节上述刺激参数外，尚有其它功能可供使用。总周期是同步脉冲的周期，同步脉冲表示一次刺激的时间起点(图 1-30)。同步脉冲输送到整个实验系统中，使各仪器有共同的时间起点，以保持时间上的同步。在电生理实验中，刺激器的同步输出可将同步脉冲送到示波器的同步输入，而触发其一次扫描；也可送到另一台刺激器，使二台刺激器之间保持特定的时间关系。从同步脉冲到刺激方波的出现，这段时间称为“延时”。调节“延时”，

可使方波或方波刺激所引起的生理反应出现在示波器荧光屏上合适的位置，以便观察和记录。两台同步的刺激器也可通过调节各自的“延时”来改变其先后次序和时间间隔。这些设计为特殊的实验方案提供了方便条件。

刺激伪迹与刺激隔离器：生物体是一个容积导体。实验时，由于刺激器输出和放大器输入具有公共接地线，使得一部分刺激电流流入放大器的输入端，而使记录系统记录一个刺激电流产生的波形，即刺激伪迹。为了减小刺激伪迹，常用一刺激隔离器。使刺激电流的二个输出端与地隔离，切断了刺激电流从公共地线返回的可能，从而减小伪迹。

生理实验三用仪：这是一种供学生使用的简易电子刺激器，同时包括记时器和记滴器部分。三用就是可用来刺激组织、记时和记滴。三用仪输出的刺激脉冲基本上是方波，分为单刺激和连续刺激。单刺激可用手控，刺激强度，由弱到强可连续调。有些三用仪的波宽可分档调节，连续刺激的刺激频率也分档控制。



生理学实验常常需要时间标记，以便确定在单位时间内某生理反应量的变化，三用仪为此提供了时间指标。使用时可将电磁标插入三用仪的“记时磁标”插孔，把计时旋钮调至实验所需的位置，磁标便可于记录系统上作出所规定的时间标记。另外，在特定的实验中，对尿液、消化液的分泌等需要记滴，记滴时将“受滴电极”插头插入“受滴输入”插孔，当液滴流经“受滴电极”时，接通电路一次，电磁标便在记录仪或记纹鼓上记录一次。

我国生产的生理实验三用仪种类繁多、型号不一，难于用某一产品为代表作系统介绍。实验时，教师可根据本实验室所用仪器边示教边介绍。

(二) 感应电刺激器(感应电极)刺激生物组织用的经典仪器是感应电刺激器，主要由原线圈和副线圈组成(图 1—31)。当接通或切断原线圈中的直流电流时，副线圈即出现瞬时的感应电流，以刺激组织。刺激电流的波形先是急剧上升，继而呈指数衰减。刺激波形的幅度(刺激强度)取决于两线圈之间的互感，即两线圈之间的距离和角度，衰减时间取决于副线圈的自感及生物组织的电阻。由于副线圈的自感现象，使断电刺激大于通电刺激。感应电刺激器的刺激方式有两种，即单个电震和连续电震。单个电

震时，通电和断电各产生一次感应电流。连续电震时，原线圈的电流通过断续器而忽通忽断，副线圈就产生连续的感应电流。

感应电刺激器的缺点是输出的波形不稳定，单个电震的刺激时间和连续电震的刺激频率均无法控制和调节，因此已为电子刺激器所取代。

(三) 铜锌弓 铜锌弓(Galvani 镊子)是生理学实验中检验所制备标本的机能活动性最常用而简易的刺激器。由铜片和锌片两种金属制成，最早由 Galvani 所创制，故称 Galvani 镊子(图 1-32)。

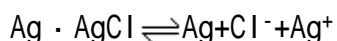
铜锌弓具有刺激作用是因为金属与溶液之间产生电位差，即电极电位。通常将金属浸在电介质溶液中(如 Zn)，便溶解而成 Zn 离子，而在 Zn 的里面则形成负离子。Cu 在溶液中则相反。金属与溶液之间便产生了电位差——电极电位。如果将 Zn 和 Cu 一端接触，则在接触部位电流由 Cu—Zn 方向流动；而在溶液中则相反，由 Zn—Cu 流动。当铜锌弓接触组织时(注意：表面必须湿润)，电流便沿 Zn—可兴奋组织—Cu 方向流动，产生刺激作用。这样，铜锌弓好象一个电池，Zn 就象其阳极，Cu 象阴极而发挥作用。神经或肌肉的电刺激阈值非常小，所以仅用铜锌弓接触，即可构成刺激，以便检验组织的机能活动性。

(四) 刺激电极 刺激电极多用金属制成。根据其性能可分为普通电极、保护电极和乏极化电极等(图 1—33)。

普通电板和保护电极多用银丝或不锈钢丝制成，一般将两条金属丝镶嵌在有机玻璃或电木框套内，刺激端裸露，作为细胞外刺激用。保护电极的绝缘框套在刺激端弯曲成钩状，金属丝包埋其中，金属丝仅保留钩内一面裸露，以便施加刺激时，保护其周围组织免受刺激。

由于金属电极与生物组织接触后通以直流电产生上述电极电位，从电极上测得电位差是电极电位与生物电动势的叠加，这就干扰了生物电的测量。为了避免或减小电极电位的产生，电生理学实验中通常选用乏极化电极(nonpolarizable electrode)。图 1—33(C)是一种乏极化的锌-硫酸锌电

极。更为常用的乏极化电极是银-氯化银电极。这种电极的 AgCl 镀层可使 Ag<sup>-</sup> 和 Cl<sup>-</sup> 在电极和电介质之间自由地移动，以对抗电极电流的形成。



当这种电极接正电位时，Cl<sup>-</sup> 和 Ag 电极结合而生成 AgCl 的过程加强，银-氯化银电极上又多生成一些 AgCl。由于电极上原已存在大量 AgCl，新生成的 AgCl 并不明显地改变电极和周围溶液之间的电位差，因此电极电位变化很小。如果电极接负电位，则电极上的 AgCl 减少，同理，电极电位变化也不大。可见，电极电位稳定是银-氯化银电极的主要优点。

制备银-氯化银电极的方法是，取银丝或银片，先用细砂纸擦光，然后用石油醚擦干净（注意：勿用手再接触银丝）。将两条银丝用导线与 1.5V 的电池连接，并将两条银丝浸入 0.1mol/L HCl 溶液中。让电流流过 30s，然后变换电流的方向。如此重复 3 次，银丝上便渡上一层薄薄的 AgCl，呈暗灰色。由于 AgCl 具有感光性，因此，“氯化”的电极需在暗处保存，最可取的保存方法是将电极放入任氏液中。

## 二、探测系统

（一）玻璃微电极 微电极作为生理学仪器探测系统的一部分，广泛应用于单细胞电活动的测量。微电极包括金属微电极（可用不锈钢丝、钨丝、铂丝等制作）和玻璃微电极。玻璃微电极技术首先由 Hogg 等（1934）应用于动物细胞，又为后人所完善和发展，今已广泛应用于电生理学的研究中。玻璃微电极的制备法有多种，这里只介绍最基本的。

1. 玻璃毛细管的选择与预处理 玻璃微电极是用已制备好的玻璃毛细管加热后拉制而成。毛细管以 GG-17 或 GG-95 的硬质玻璃管为佳。因为其软化点、化学稳定性和电阻率较高，而热膨胀系数较低。毛细管的外径一般为 1—2mm，内径应近于总直径的 2/3。在我国，已有这种玻璃毛细管出售。买来的毛细管最好进行预处理，其方法如下：用清洁液（浓硝酸和浓硫酸各 250ml 配制而成）浸泡毛细管 1—2h；取出后用自来水冲洗 30min；放入盛有蒸馏水的烧杯中加热煮沸 10min；再用蒸馏水反复冲洗 3 次；取出后放入烘箱中烘干备用。

2. 玻璃微电极的拉制 使用设计合理的微电极拉制器拉制微电极十分方便而易于掌握。目前，国内外的微电极拉制器类型繁多，结构不尽一致，但拉制原理基本相同。基本分两大类：垂直型和水平型。当玻璃毛细管在固定的位置被可调的电热丝加热软化后，靠毛细管下面的重力或拉力，将毛细管拉成两根微电极，同时电热丝的电流立即被切断。可见，微电极拉制主要依靠调节电热丝的电流以控制温度以及其下的重力或拉力。多数拉制器采用电磁铁产生的拉力，其优点在于拉力可以调节。在毛细管未完全软化前，拉力可以调节得较小或仅依靠一定的重力，将毛细管慢慢拉长，待毛细管溶化后，再突然加大拉力，这样可以在毛细管温度较高时再迅速下拉，因而可以拉出尖端外径小于 0.5 μm 的玻璃微电极。一只合格的微电极应包括茎部、肩部、锥部和端部四部分（图 1-34）。

3. 微电极的充灌和保存 拉制的微电极要灌注 3mol/L KCl 溶液。微电极的充灌方法较多，如加热减压法，直接充灌法等。如果所用玻璃毛细管内附数根玻璃微管，那么直接充灌法则极为简便，其方法是：取 5ml 注射器一只，内充 3mol/L 玻璃微电极 KCl 溶液。将长而细的针头或尖端较细的塑料管由微

电极茎部插入，直至肩部和锥部的交界处，用注射器将 KCl 溶液灌入微电极，溶液靠毛细管作用进入锥部和端部。注意微电极内不得有气泡。直接充灌法的成功率一方面取决于玻璃毛细管的预处理。如预处理良好，毛细管内洁净，则溶液易进入微电极锥部直达端部。另一方面也取决于 KCl 溶液纯净和清洁程度。一般要求 KCl 试剂为 A.R. 二级分析试剂，用双蒸馏水配制，配制好的 KCl 溶液需用分析滤纸过滤 2 次。

玻璃微电极的保存方法很多，比较简而易行的方法是用大培养皿保存，即取一培养皿，下放滤纸垫底，其上放置一块宽、高约为 1.5cm、长度与培养皿直径相等的泡沫塑料，其上每隔 0.5cm 切一小口。用自来水将滤纸和泡沫塑料完全浸湿，将充灌好的微电极置于泡沫塑料上的小切口内，加盖后放入冰箱中保存。用这种方法保存微电极的有效寿命大约是一周或一周以上。由于机械振动、表面张力、干燥、KCl 溶液出现杂质或沉淀物等原因，试图长期保存已充灌的微电极是难以作到的，因此，应尽可能地缩短充灌微电极和进行微电极实验之间的时间。

4. 微电极阻抗的测量 在细胞内记录的微电极实验中，微电极端部的直径是十分重要的参数。如端部直径过大，既不可能得到正确的静息电位数值，也不可能稳定地记录电位。因此，在实际应用中，必须了解微电极端部直径的大小。实验前，可在显微镜下用测微尺直接测量端部直径的数值。但更多的是采用测量阻抗间接地了解直径的大小。在一般情况下，微电极的阻抗可以反映端部的粗细。因此，可以通过测量阻抗来判断微电极端部的内径。有些微电极放大器本身设有测量微电极阻抗的线路，可按照说明在实验前或实验中随时进行测量，较为方便。如不具此种微电极放大器，也可用电子管电压表（万用表）测量。一般说来，微电极端部直径在  $0.5\mu\text{m}$  左右，其阻抗为 10—50M $\Omega$ ，端部越细，阻抗值越大。记录犬、猪、兔、豚鼠、大白鼠等心室肌细胞电活动的微电极的阻抗达 15—30M $\Omega$  即可。

（二）换能器 换能器（传感器）是指将一种能量形式转变成另一种能量形式的装置。作为探测系统的组成部分，可将非电性质的生理现象，如机械、声、光、磁以及温度等能量形式转变为电信号。然后把这种电信号经过前置放大器放大，显示或记录在示波器或记录仪上。

换能器的种类繁多，如压电换能器、声电换能器、光电换能器以及温电换能器等。其中以压电换能器在生理学研究中的应用最为广泛，它可以测量机体的各种压力变化（血压、胸内压、肺内压、心腔内压及消化管内压等），和在体及离体组织或器管的舒缩活动情况，这里将着重介绍。另外，目前能供生理学研究应用的商品换能器为数不多，因此，需根据实际需要，设计、制作符合实验要求的换能装置。

1. 压电换能器 压电换能器可用应变片制作，应变片有电阻丝应变片和半导体应变片两种，它们通常安装于惠斯登（Wheatstone）电桥的线路中（图 1—35）。

图中  $R_1$ — $R_4$  分别为 4 个电阻。在正常情况下  $R_1=R_2$ ， $R_3=R_4$ ，所以在 Y 点和 Z 点之间不存在电位差（ $e_0$ ），此为电桥平衡。如果  $R_1$  和  $R_4$  的阻值增加，而同时  $R_2$  和  $R_3$  的阻值降低，那么 Y 点和 Z 点之间便可记录到电位差，并且此电位差与电阻的变化是成比例的。

$$e_0 = E \cdot R/R$$

如果用电阻丝应变片元件代替  $R_1$  和  $R_3$ , 这就构成了电阻丝式应变片压电换能器的电桥电路。电阻丝应变片是一种力敏元件、具有压阻效应, 受拉伸长时阻值变大, 受压缩短时阻值变小。这种应变片的基本特性可从导线电阻公式出发加以推导。导线的直流电阻公式为:

$$R = \rho l / A$$

式中  $\rho$  表示电阻率;  $l$  表示导线的长度;  $A$  表示导线的横截面积。

对上方程式两边取自然对数得:

$$\ln R = \ln \rho + \ln l - \ln A$$

经微分后得:

$$\frac{R}{R} = \frac{\rho}{\rho} + \frac{l}{l} - \frac{A}{A}$$

由此可见, 电阻丝应变片电阻的变化受下述 3 种因素的影响: 电阻丝长度的相对变化,  $l/l$ ; 电阻丝截面积的相对变化,  $A/A$ ; 电阻丝电阻率的相对变化,  $\rho/\rho$ 。

主要由承受压力的压力室和应变片组成。压力室可用金属波纹管、波纹片或橡皮薄膜制作, 其上有开口通过接管  $g$  与被测压力的部位连接。压力室外通过接管  $h$  与外界相通, 可用来测定压差。两个应变片贴于弹性应变梁两侧。应变梁的一端可通过杠杆连于压力室底部正中, 另一端固定。应变片连入惠斯登电桥。压电换能器的测压原理是: 当压力室内的压力通过接管  $g$  随被测部位的变化而伸缩时, 就推动或牵张弹性应变梁, 其上、下的应变片也随之弯曲或伸直, 电阻值也发生变化, 电桥失去平衡, 电信号输出。电信号输入记录系统, 示波器或记录仪, 就可记录下相应的压力变化。

毫无疑问, 这种电阻丝式应变片压电换能器主要用于压力的测量。但如改变制作方法, 将

应变片贴在用有机玻璃制做的弹性应变梁的上、下两侧, 制成电阻应变心脏收缩幅度换能器(图 1—37), 则可记录力或位移的变化。可见, 同一种应变片力敏元件, 设计制作不同, 可以用来测量不同的指标参量。此外, 也可用电抗元件电感器制作可变电感式换能器, 来测量力或位移等非电量生理现象。

2. 光电换能器 这类换能器主要用光敏元件——光电管或光电池制作。基本原理是将光线强弱的变化转变为电流的变化。此变化的电流转变为电位, 可直接引进示波器或记录仪。这类换能器也可用来测量位移或压力变化, 甚至测量小动物的自发活动及脉搏的变化等, 如光电池制作的压力换能器及拉力换能器。

### 三、信号调节系统

(一) 前置放大器 在生理学实验中, 无论是直接引导的电信号, 还是经过换能器而间接得到的电信号, 都是极其微弱的, 一般都是  $mV$  级, 有的甚至是  $\mu V$  级, 必须经过放大器的放大, 才能在示波器或记录仪上显示或记录变化的波形。前置放大器的作用是将微弱的生物电信号进行初步放大, 供主放大器再放大。

放大器的种类繁多, 按其用途可分为电压、电流和功率放大器; 依其放

大的频率可分为直流（呼吸、脉搏等）、低频（动作电位等）、高频及视频放大器；按其耦合方法可分为直流耦合、阻容耦合和变压器耦合放大器等。这里仅就正确使用放大器的有关性能指标作一简单介绍。

放大器的主要性能指标：

(1) 频率响应 放大器对不同频率的信号具有不同的放大倍数，只能对某一范围内的频率有基本相同的放大作用。其上限频率与下限频率之间的频率范围，就是放大器的频率响应范围，称为放大器的通频带。在选择放大器时，必须适合所要放大的生理信号的频率范围。一般生物放大器要求频率响应范围是：交流放大器 10—15kHz；直流放大器 0—10kHz。

(2) 时间常数 时间常数的正确与否对图形的清晰、正确、不失真起着极其重要的作用。在电生理学实验中，为了适合记录各种快变化或慢变化电位，特在前置放大器的输入端或前极和后极放大器之间加装时间常数选择（即高、低频补偿或衰减）电路。在记录快变化电位时，时间常数可选小些（如 0.001s）；而记录慢变化电位时，时间常数则需加大（一般为 2s）。记录中枢神经系统电活动时，时间常数不应小于 0.1s。时间常数的选择可参考表 1-2。

(3) 放大倍数 表示放大器放大信号的能力，说明放大器灵敏度的高低。前置放大器主要是进行电压放大，可用电压放大倍数  $K_u$  表示。

$$K_u (\text{电压增益}) = \frac{\text{输出电压}}{\text{输入电压}}$$

可见，电压放大倍数是放大器输出电压与输入电压的比值，一般可用直接测量法测出输出与输入电压的大小来计算。在电生理实验中，放大器放大倍数的选择需根据所研究的生物电信号的大小而定。如在记录神经或心肌纤维的跨膜电位时，灵敏度可调节在 5-10mV/cm；而在记录在体神经的电活动时，则灵敏度应调至 50—100  $\mu$ V/cm。记录各种生物电活动时灵敏度的选择参考表 1-2。

表 1—2 放大器灵敏度与时间常数调整表

项 目	AC DC	灵 敏 度	时间常数(s)
在体神经	AC	50 — 100 $\mu$ V/cm	0.01 — 0.1
离体神经	AC	1mV/cm	2
膜电位	DC	5mV/cm	
耳蜗电位	AC	0.5 - 1mV/cm	0.1
视网膜电位	AC	50 — 100 $\mu$ V/cm	2
心 电	AC	0.5 — 1mV/cm	2
心 音	AC	专用前放	0.01 $\pm$
肌 电	AC	100 $\mu$ V/cm	0.03 $\pm$
脑 电	AC	100 $\mu$ V/cm	0.3 $\pm$

(4) 信噪比任何一个放大器，除把有用的生物电信号放大外，还同时把一些无规则变化的电压或电流加以放大。这样杂乱无规则的电压或电流叫做放大器的噪声。在电子学上，常用信号噪声比（信噪比）来表示放大器放大微弱信号时的这一性能。

$$\text{信噪比} = \frac{\text{信号功率}}{\text{噪声功率}}$$

可见，只有信噪比大于1或甚大于1时，微弱信号才能有效地加以放大。否则，放大器的放大倍数再高也无济于事，因为信号和噪声都以同样的放大倍数放大。例如，人的脑电只有几十 $\mu\text{V}$ ，如果脑电图机的噪声等效到输入端的噪声电压为100 $\mu\text{V}$ 以上，那么脑电波就被淹没在噪声之中，无法分辨。所以信噪比也是放大器性能的重要指标。一个好的生物放大器，必须信噪比和放大倍数都大。

放大器的噪声来源有内源性噪声和外源性噪声两种。内源性噪声是放大器本身的器体或附属设施所产生的，如晶体管和电阻等由于电子的热运动而产生的热噪声。外源性噪声来自外周的交变电磁场或电磁波辐射，一般把这种噪声称为干扰。区别放大器噪声和干扰的方法是将输入端接地，示波器上留下的噪声电平是放大器噪声，而接地后所消除的噪声部分为外界干扰信号。

在电子设备中，抑制噪声和排除干扰的有效措施是屏蔽和接地。如对干扰源施加屏蔽，屏蔽实验仪器、特别是实验对象等均可有效地排除干扰。一般电生理实验最好在屏蔽室或屏蔽箱内进行，所用仪器均应为金属机壳，各仪器间的连接线都应用屏蔽线，特别是对放大器的输入线以及前放与主放之间的连接线更应做好屏蔽，尽量缩小接头处的裸露部分。所有屏蔽都应良好接地。接地就是将某个点和一个等电位点或等电位面用低电阻导体连接起来，以构成电路和系统的基准电位。因此该点电位即为大地电位。电生理实验均应采取接地系统，以保证安全并为信号电压提供基准电位。对于接地的方式，一般认为电生理实验以采用并联一点接地的方式为宜。噪声与干扰是电生理实验的大敌，在实际工作中往往需要花费很大的气力和很长的时间去解决。但是，妥善地把屏蔽和接地结合起来，并对接地方式认真地加以考虑，就可以解决大部分噪声和干扰问题。

(5) 输入阻抗与输出阻抗匹配在放大器放大过程中也占有很重要的地位，也是保证放大器从信号源将信号顺利地检出、放大和显示的一项主要指标。放大器的阻抗匹配关系好象电池的内阻一样，如果内阻很低，接上相应的灯泡就会很亮；内阻增大，灯泡变暗；内阻很高时，灯泡几乎不亮。在放大器中，也存在输入阻抗与输出阻抗之间的搭配关系。

一般说来，对于一个多级放大器，特别是生物放大器，要求较高的输入阻抗（1M以上），这样可以减小信号源的负担，减少生物信号的损失。在微电极的研究工作中，由于微电极尖端极细（一般0.5—1 $\mu\text{m}$ ），内阻很高（一般10—20M或更高），这就要求微电极放大器具有特别高的输入阻抗（一般高达10000M），否则，信号源内阻很高，引起输出的微弱生物信号的电压大都降落在这个电阻上，使放大器真正得到的输入信号极小。所以必须进行阻抗变换，使放大器的输入阻抗提高并远远大于微电极的输入阻抗才行。此外，还要求输出级的输出阻抗比较低，以便能够带动更大的负载。因此，放大器的输入和输出阻抗常常是其性能优劣的标志。

(二) 生理学实验中的传动装置在经典的器官生理学实验中，信号调节系统包括各种传动装置及有关杠杆。它们不仅能够传动生物信号（主要是位移和压力信号），而且也具有一定的放大作用。这里主要介绍肌槽杠杆、等长杠杆、万能杠杆、检压计以及马利氏气鼓。

1. 肌槽杠杆肌槽杠杆(图 1—38)是肌肉收缩的传动和描记装置,有槽式和平板式两种。

肌槽或平板由电木制成,用以放置和固定神经肌肉标本,肌槽的一侧附有固定股骨的螺丝。肌槽一端有可以移动的等张杠杆,另一端附有乏极化电极的固定支架,肌槽内附有两对刺激电极。在等张杠杆之两端,一端附有杠杆垂直柱,通过棉线连接肌肉,另一端装有笔尖。肌肉收缩时,杠杆被拉动,可把肌肉的收缩描记于记纹鼓上。调节杠杆的长度,可以调节放大的倍数。

2. 等长杠杆可固定于肌槽上。肌肉收缩时可拉动连有杠杆的弹簧片,以测其张力

变化。

3. 万能杠杆万能杠杆(图 1—39)有一随意调节的关节,杠杆可做各个方向的移动,较为灵活。多用于描记心肌和平滑肌的活动。

4. 检压计属于液体传动装置。可以通过密闭的液导系统,记录血压、胸内压以及胃、肠内压的变化。可分为水银检压计和水检压计两种(图 1—40),均为一“U”形玻璃管,内装水银

或水。在检压计的一端,即水银或水面上加一浮标,其上有伸出管外的铅丝,铅丝上有垂直的杠杆,其上装有笔尖。另一端通过密闭的液导系统与机体连接。当其压力发生变化时,则浮标上、下活动,这样可通过杠杆上的笔尖记录在记纹鼓上。

5. 马利氏气鼓马利氏气鼓(图 1—41)属于气体传动装置。可通过密闭的气导系统,记录呼吸及胃肠运动。马利氏气鼓为一金属的,带有侧管的浅圆皿,其上蒙以薄橡皮膜,侧管通过密闭的气导系统与机体连接。当机体内的某一压

A. 水银检压计; B. 水检压计

力发生变化时,马利氏气鼓内的压力也随之变动,推动其上的薄橡皮膜发生起落变化,带动膜上的杠杆和笔尖上下移动,便可将压力记录于记纹鼓上。

以上几种传动装置均可通过不同形式的压电换能器,将机械活动或压力变化转变为电信号,输入生理记录仪进行记录,或通过前置放大器输入示波器进行观察与测量。

#### 四、记录与信息处理系统

(一) 记纹鼓在生理学实验中,各种生理现象均需要进行记录,以便观察与测量。经典的记录装置是记纹鼓,而直接或间接的生物电信号则使用示波器与示波照相机或生理记录仪进行观察和记录。

一般根据使用的动力不同,分为弹簧记纹鼓和电动记纹鼓两类。前者以发条式弹簧作为动力,后者以电动机作为动力。这两类记纹鼓又可根据其圆鼓的数目分为单、双记纹鼓,它们的结构大体相同。下面仅以弹簧记纹鼓为例加以说明。

1. 记纹鼓的外部结构可分为机身和圆鼓两大部分。按图 1-42 识别其外部结构。

(1)机身包括以下几部分：

- 1)上弦把柄在鼓座侧面。
- 2)支架用来固定肌槽、电磁标等。
- 3)开关。
- 4)扇叶片共有大小4种，使用时插入可转动的扇片轴上，用以调节鼓速。
- 5)速度粗调节钮轻轻提起可使鼓速加快，放下则减慢。
- 6)弹簧片弹簧快鼓时用作动力。
- 7)擒纵梢弹簧快鼓时使用。
- 8)电接触片弹簧快鼓时作刺激开关用。
- 9)接线柱弹簧快鼓时连接直流电源。
- 10)固定螺丝固定鼓轴用。
- 11)圆托其中央有鼓轴小凹，支持鼓轴用，周围有数个小孔，固定鼓轴用。

(2)圆鼓

- 1)扁圆盘固定于鼓轴上，其上有两个缺口，弹簧快鼓时用。
- 2)引发梢悬垂于扁圆盘下。
- 3)扁圆盘固定螺旋。
- 4)电接触叉两片，呈三角形。
- 5)离合钮头为圆鼓与机身的离合装置。在使用机身内的动力时，需将离合钮头落下，使其底部小突起嵌入圆托的小孔内，将圆鼓与机身紧密连接。而在不使用机身内的动力时，如手转鼓、弹簧快鼓时，则将其提起。
- 6)圆鼓固定螺旋可将圆鼓固定于鼓轴上，并可调节圆鼓的位置。

2. 记纹鼓的使用方法

(1)手转鼓提高扁圆盘的高度，以免盘上的引发梢受到弹簧片的限制。而后提起离合钮头，使机身内的动力部分与圆鼓脱离，这时即可使用手转鼓。手转鼓在使用记纹鼓时经常采用，某些只记录强度的实验也使用手转鼓。

(2)慢鼓需落下离合钮头，并用上弦把柄以顺时针方向转动上弦（注意：切忌逆时针方向）。然后打开开关，圆鼓即徐徐转动。慢鼓适用于持续描记比较缓慢的生理活动。

(3)中速鼓在使用慢鼓的基础上，只需提起速度调节钮，即可加快鼓速。如加上大小不同的扇片于扇片轴上，鼓速有不同速度的减慢。中速鼓用于描记反应较快的生理活动。

(4)弹簧快鼓适用于描记单一的，反应极为迅速的肌肉收缩活动。弹簧快鼓的操作可分为4步：提起离合钮头；落下扁圆盘，使扁圆盘与擒纵梢位于同一水平；拉退擒纵梢，用于将圆鼓逆时针方向转动，使引发梢压紧弹簧片，再将擒纵梢嵌入扁圆盘的缺口中；将一定强度的直流电正负极分别连于两接线柱上，将擒纵梢拉出并立即放手，这时圆鼓以弹簧片为动力迅速转动一周，擒纵梢又自动嵌入扁圆盘的缺口内，不能再转。这样，圆鼓每转动一周，电接触叉可与电接触片接触一次。接触时，接通电源，起到刺激开关的作用。

反复练习记纹鼓的上述4种操作方法，掌握离合钮头与扁圆盘的使用。

电动记纹鼓以电动机作为动力，鼓速可调，有些还附时标装置，使用较为方便。一般电动记纹鼓均带有手转鼓和弹簧快鼓的装置，其结构与弹簧记纹鼓大同小异。因此，熟悉弹簧记纹鼓的基本用法后，电动记纹鼓便不难掌



握。

### 3. 记纹纸的粘贴与记录的处理

(1) 贴纸法 (图 1—43) 选择光滑而坚韧的白纸, 裁成适合圆鼓的大小, 平放在实验台上,

并使纸的光滑面向下。将圆鼓取下, 在鼓的上横梁上缚一条较鼓身稍长的细线, 供以后落纸用。把圆鼓平放于记纹纸上 (下端朝向自己), 使纸与圆鼓下缘平齐。在左侧纸端边缘处均匀地涂以薄层浆糊, 然后用双手将左、右侧记纹纸紧紧地平贴于圆鼓上, 并在两端相接处下面压住细线。注意: 贴纸时应左压右, 记纹纸应平贴于鼓面上勿使皱折, 以免影响记录。

(2) 圆鼓为顺时针转动, 描笔应与转动方向一致, 笔尖与鼓面呈相切接触。如同时使用数只描笔, 各笔尖均需位于同一垂直线上。记录应从记纹纸的接缝处开始。

(3) 落纸法实验完毕, 连同鼓轴取下圆鼓, 左手握鼓轴下端, 拇指按住记纹纸下缘, 右手拉动细线把记纹纸撕开取下 (图 1—44)。

(4) 记纹纸取下后, 应立即整理记录。剪取记录曲线时, 应包括对照、实验处理及恢复三部分。剪裁必须整齐, 粘贴时, 各图的基线应在同一水平, 各图间的距离应一致。记录图正下方应注明图号、图注及必要的说明。

(二) 示波器示波器是用来观察电压或电流变化情况和测量其数值大小的一种电子仪器, 应用极为广泛。凡能变换为电压或电流的电学量与非电学量均可用示波器进行观察与测量。示波器的核心部分是电子示波管, 另有扫描讯号发生器、放大器和电源。本书仅将电子示波管及示波器的正确使用作一简要说明。

1. 电子示波管示波管由电子枪、偏转系统及荧光屏三部分组成 (图 1—45)。

(1) 电子枪是产生电子束和赖以聚焦的特殊装置, 由灯丝、阴极、控制栅极和两个阳

极组成。

灯丝和阴极的作用是发射电子。控制栅极可控制电子射线的强度, 从而达到控制荧光屏上光点辉度的作用。第一阳极和第二阳极组合在一起, 分别加一定的电压, 起到电子透镜的作用。可使电子束在荧光屏上会聚成一点, 起到聚焦的作用。所以第一阳极为聚焦阳极, 板面上的“聚焦”旋钮就是改变第一阳极的电压, 来调节聚焦的。第三阳极为加速阳极, 可加速电子运动的速度, 并能吸收屏幕上被击出的二次电子。

(2) 偏转系统包括两对相互垂直的偏转板, 一对垂直偏转板 (Y 轴偏转板) 和一对水平偏转板 (X 轴偏转板)。垂直偏转板上的电压发生变化时, 可使电子束作上下运动。水平偏转板可控制电子束的左右移位, 并用以产生扫描基线。示波器板面上的“水平位移”和“垂直位移”旋钮, 就是分别调节这两对偏转板上的电压大小, 来改变光点的位置。在电生理实验中, 生物电信号是加在 Y 轴上, X 轴代表时间。这样就可以使光点在荧光屏上随着时间而作直线运动。

(3) 荧光屏为示波管底的玻璃屏幕。屏的内壁涂有一层荧光物质。当高速运动的电子束打到荧光屏上某点时, 此点就发光。在单位时间内打到荧光屏

上的电子数越多，发光就越强。常用的荧光物质有：硅酸锌，产生绿光；硫化锌，产生蓝光。电子束打到荧光物质上发光，而电子束停止后，发光还持续一定时间才停止，这段时间称为余辉时间。一般说来，观察频率高的信号时，宜选用短余辉示波管；而观察频率低、变化缓慢的信号时，则长余辉示波管为宜。

## 2. SBR-1 型示波器的正确使用

### (1) 一般注意事项

1) 开机时板面各旋钮一般置于下列位置。

辉度：中间位置；

触发电平：自动或连续；

X 轴作用：正常；

灵敏度：20V/cm；

垂直位置：中心位置。

2) 电源接通后，冷却风扇开始工作，仪器预热 30min 后，性能即趋稳定，可进行校正与使用。以后可连续工作 8h。

3) 如因散热不佳或机内故障，当机内温度达到 55℃ 以上时，示波器自动停止工作，应查明原因，排除故障后再行使用。

4) 在使用或维修时，若切断电源，应待 3 分钟后再接通电源开关，否则易损坏电源部分。

(2) 辉度与聚焦辉度旋钮用以调节光点的亮度，顺时针旋转，光点逐渐变亮。实验时，光点亮度不宜过大，一般以利于观察即可。否则，摄影时图象上下出现白色光晕带，黑白对比不分明。另外，光点亮度过大可因电子束能量过大而将该点的荧光物质烧坏，以后形成暗点。

聚焦的调节应在慢扫描时进行，因为此时光点清晰易于辨别。将光点调到最圆最小即可。

标尺亮度旋钮用来控制荧光屏面板上的照明灯，其亮度愈大，标尺愈明亮。标尺横坐标用以测量信号的时间过程，纵坐标用以测量信号的电压。摄影时，标尺亮度应适中，否则给人以喧宾夺主的感觉。

(3) 垂直放大系统与输入方式垂直放大系统由高增益差动式直流放大器与衰减器组成。由此系统输入的微弱信号，经放大后加于垂直轴偏转板上，使电子束按被测信号的变化规律作上下运动。灵敏度调节旋钮的作用是调整被测信号在荧光屏上的幅度，共分 16 档，可根据被测信号的大小，拨到适当的位置。例如，心肌细胞跨膜动作电位约为 120mV，如微电极放大器的增益为 1 则示波器灵敏度可置于 20mV/cm 此时荧光屏上可出现约 6cm 高的波形。

输入方式可分为单端输入和双端输入。

单端输入：信号由 A 端或 B 端输入。输入选择旋钮置于相应的 A 或 B 的位置。

双端输入：信号从 A、B 两端输入，此时输入选择旋钮应置于 A-B 位置。

由于本机输入端为差动形式，输入方式又可分为 AC(交流)与 DC(直流)两种，以供选择。此输入方式的选择需根据被测信号的特性而定。在一般电生理实验中，可选用 AC 方式。而缓慢的电变化，如膜电位、体表胃肠电位、皮肤电等，则应用 DC 输入方式(参见表 1—2)。

直流平衡的调节：直流平衡旋钮用来调节放大器变换时的直流电位，使灵敏度在任一档次时光点均不会飘移出荧光屏。调节方法为：

- 1)将扫描调至连续，灵敏度旋钮拨至 20V/cm。
- 2)将直流平衡与位移旋钮调至中间位置。
- 3)用小改锥轻调直流平衡的暗调电位器，将扫描线调到荧光屏的中央位置。

4)逐档转动灵敏度旋钮，并随时调节暗调电位器，使扫描线一直位于荧光屏的中央位置，直至调到灵敏度最高一档为止。以后直流平衡的暗调电位器即不需再调节。如实验过程需要移动基线，只要用位移旋钮调节即可。

(4)时基发生器与水平放大器。

时基发生器：为一锯齿波发生器，产生锯齿波扫描电压，使电子束在水平方向往返运动。

时间/cm 旋钮：用以调节光点扫描一次所需要的时间。扫描速度的可调范围为 5s/cm—1  $\mu$ s/cm。如该旋钮位于 5s/cm 时，表示光点在荧光屏上的移动速度为 5s/cm。

触发选择旋钮：为了清晰地观察和测量电信号的参数，可以选择不同方式的触发扫描，使波形相对稳定在荧光屏上。这就需要将刺激信号输入触发扫描发生器，使电子束扫描受到刺激器控制，刺激器输出与扫描同步，这样，刺激所引起的反应也与扫描同步，使图象在荧光屏同一位置上重复出现。此时，需将刺激器的同步输出连于示波器的外同步，将触发选择旋钮拨于外触发扫描。由于触发信号有“+”、“-”之别，因此需要把触发极性开关置于相应的位置上。触发信号有大有小，为了有效地触发示波器扫描，需要调节触发电平。一般将触发电平旋钮顺时针方向旋至电信号的出现并与刺激信号同步为准。

触发方式有 电源触发； 上线与下线(AC、DC)内触发； 外触发(AC、DC)等，可根据实验的具体要求，选择不同的触发方式。

水平放大器：由“X轴作用”部分诸旋钮调节。“正常”位置，扫描速度按时基的时间/cm 控制器的刻度计算。扫描扩展位置，系将原正常扫描速度成倍地扩展，其倍数视旋钮的位置而定。如置于 $\times 2$ 档时，扫描速度增加一倍，此时扫描按时间/cm 旋钮所指的速度乘以 2 计算。外接扫描，X轴作用旋钮置于“V/cm”各档级时，X轴呈外接状态，并反映 X轴输入信号的幅值，但置于“V/cm”而无输入信号时，光点不扫描。

X轴位移旋钮：用来调节电子束扫描光点在水平方向上的位置。顺时针方向转动使光点右移；逆时针转动使光点左移。

(三)记录仪生理记录仪为生理学实验中常用的记录仪器，其描笔能将放大后的生理变化或生物电信号直接描绘在记录纸上。优点是不像示波器那样需要照相记录，故直接而方便；缺点是描笔具有相当大的惰性，频率响应很小，一般只能反映 100 次/s 以下或持续期大于 10ms 的过程，故不适于记录快速的变化，如神经的动作电位等。

根据描笔运动的方式和电路控制原理的不同，可将记录仪分为两大类：描笔偏转式和自动平衡式记录仪。下面简要介绍这两种记录仪以及生理记录仪的使用。

1. 描笔偏转式记录仪其构造原理如图 1 - 46 所示。在永久性磁铁的磁场中，放一个可动线圈，线圈与描笔连在一起，当信号电流经过可动线圈时，线圈受到转动力矩作用产生偏转，从而带动描笔记录。其偏转角 为：

$$\phi = \frac{M}{F}$$

可见，偏转角度（ $\phi$ ）与信号经放大后所产生的驱动力矩（ $M$ ）成正比，与扭转刚度（ $K$ ，即阻碍描笔转动的弹力）成反比。这种记录仪的特点是描笔绕固定轴转动。这种运动方式与各种永磁式电表中的指针运动方式相同，驱动力矩是由弹簧恢复力矩来平衡的，所以信号愈强则偏转愈大。一般心电图、心音图、脑电图记录均采用这种记录仪。

2. 自动平衡式记录仪这种记录仪是由被测信号控制描笔作直线移动，而不是偏转。描笔始终保持在驱动信号为零的位置，当信号变化时，描笔随之移动，补偿电压也随之改变，直至达到新的平衡，驱动信号消失为止。根据补偿方式的不同，这种记录仪可分为电势差型和电桥型自动平衡记录仪，另有 XY 记录仪。

在生理学实验中，可用自动平衡记录仪配合各种换能器组成生理记录系统。其优点是量程大，整个纸面均可利用；描笔作直线运动以及调零方便。缺点是频率响应稍差

3. 二道生理记录仪的使用在启动电源开关前，应把所有的开关置于“断”的位置。开启电源后，指示灯亮。放下抬笔架，将换能器与本机接通。机械-电换能器与  $A_1B_1$ 、血压换能器与  $A_2B_2$  分别组成放大系统（图 1—47）。

在记录仪运转前，放大系统必须调零。零点调节可分级进行：先调后级放大器（ $A_1$  或  $A_2$ ），此时应将后级与前级放大器断开，可用二蕊导线插头插入后级输入插座，使之断路。然后接通放大器，旋转调节旋钮，使描笔居中线位置。然后调节前级放大器（ $B_1$  或  $B_2$ ）的零点。

在接通前级放大器前，应把放大器灵敏度置于最低档。如若调节  $A_1B_1$  放大系统，则将  $B_1$  的时间常数旋钮置于交流任一档，旋转  $B_1$  的调零旋钮，使描笔居于中线。再将时间常数置于直流档，旋动灵敏度旋钮，从最低档到最高档逐一转换，描笔均应居中线不动。若有偏移，可调直流平衡旋钮实验时可根据需要确定走纸速度。每做一次实验应注意打标，以示实验的开始与停止，并记录打标的数值。

实验完毕，应断开前、后级放大器的输入、输出开关，将灵敏度置于最低档，抬起笔架，切断电源，拔下插头。

（四）微型计算机（微处理机）随着计算机技术在生物、医学领域广泛的应用，使得原先不易进行的某些生物信息的检测，变得简易可行的了。下面将简略地介绍微型计算机（又称微处理机）的基本构造和特性，了解某些概念和术语，为今后熟练地操作打下初步的基础。

1. 微处理机电子学固态工艺学的发展，使得能够在一块硅芯片内组合多达 1000 个以上的晶体三极管，构成所谓的大规模集成电路，微处理机就是利用这种大规模集成电路所构成的。换句话说，微处理机是根据这种大规模集成电路的原理组成的一种可程序的逻辑器件。它本身包含了计算机的大部分功能，但它必须连同一组外围系统设备和程序，组成一个完善的工作系统，才能执行预期的任务。

2. 微处理机的基本结构图 1-48 为一台微处理机系统的基本部件方框图。有 4 个功能部件：存储器、运算器、控制器和输入/输出部件。

一般把计算机的部件和线路称为硬件，而为计算机编写的程序称为软件（详见后）。一台微处理机如只有硬件而无软件，则只能进行一些极简单的操作。

(1) 存储器存储器是存储大量信息的部件，它既存放指令，又存放数据。该部件划分为许多个存储单元，每个单元由一定数量的寄存器组成，每组寄存器能容纳一个计算机字。对每一个这样的单元都标有地址。

(2) 运算器又称算术逻辑单元，是对数据进行运算的部件。这里进行的运算有二种：算术运算和逻辑运算。这是一台计算机的中心，大多数的数据流从一处流向另一处时，都要通过这里。运算器中最主要的寄存器是累加器，在运算以前，累加器用来存放操作数，在运算之后则负责存放结果数。

(3) 控制器控制器是用来控制计算机工作的部件。它的功能是自动地接受来自存储器中的逐条指令，并将指令进行译码，向计算机其它部分提供定时指挥信号和同步信号，这些信号使其它部件能传输和处理数据，输入和输出信息。

为了使控制器能够正确地翻译指令，每条指令必须有一定的结构，即称之为指令格式，它的基本信息是操作码和某些指令中的地址码。操作码是一组二进制数，在执行指令时进行什么样的操作，就是根据它的不同来确定的；指令的地址部分，则表示要执行的指令必须从哪个存储单元中取出。

(4) 输入/输出部件输入部件从外界接收数据和信息后就送入存储器中；输出部件是用来接收计算结果，并把它们传送给其它外围系统，如生理学实验中的记录仪、示波器等。

在生理学中的生物电位、血压、呼吸等信息，都是一些非离散信息的模拟量或连续量，而计算机对各种信息都是采用有限数字的离散形式的处理，因此，在连续模拟信息与离散数字信息之间必须进行“转换”，实现这种转换的输入/输出设备，称“模-数(A/D)转换器”和“数-模(D/A)转换器”。

3. 软件的概念和计算机语言软件是指计算机中的程序，也就是指计算机按照人们的要求来完成某些特定的功能时的操作步骤。每一步具体的操作即为指令，那些被操作的信息即为数据。所以，这种操作步骤只能是由计算机所能接受的固定指令所组成，我们称为机器语言指令。这是由一系列0和1组成的最低一级语言。发展下去就是符号语言，这种语言是由可以被解释为指令的数字和字母构成的。然而微机实际执行的程序，所用的只能是机器语言，因此微机在执行时，这种符号语言必须先行翻译成机器语言，这就是汇编程序。

高级语言(Basic, Fortran等)实际上是很复杂的执行性实用程序包，它包括操作者与计算机之间以某种对话性的术语进行交流所需的全部解释程序和汇编程序。高级语言将这些术语解释和汇编为机器语言的指令，这样，计算机才能识别和运行。用高级语言写的一条命令，有可能产生数百条机器语言指令，以完成预期的操作。

4. 微处理机在生理学中的应用在生理学范畴中，微处理机的应用和推广已日益受到重视，各个领域都受到这项崭新技术的挑战。例如，心脏单个细胞跨膜电位的测定，传统的方法是把从微电极引导到的电位变化经放大后显示在荧光屏上，然后拍照记录，底片经冲洗后用分规、直尺对电位各参数进行测量，这不仅工作量大，而且容易产生误差。利用微处理机对跨膜电位进

行测量，从微电极记录到的电位经放大后送入计算机 A/D 转换线路，然后在预先编写好的程序控制下，对各参数迅速进行计算，并把计算结果经 D/A 接口输出至打印机，以图表形式把动作电位波形和各参数及时打印出来，这不仅提高了工作效率，而且计算结果精确可靠。又如，利用微处理机的叠加功能，可把淹没在背景噪声中的微弱信号分离出来。在软件的控制下，微处理机还可把各种计算结果绘制成坐标图、直方图和表格等。

随着科学技术的发展，各类微处理机的硬件和软件都在不断得到改良和完善，这必将在生理学的各个领域得到愈来愈广泛的应用。

(解景田、李震元)

## 第二章 神经与肌肉

### 实验 1 坐骨神经-腓肠肌标本的制备

#### 【目的要求】

1. 学习蛙类动物双毁髓的实验方法。
2. 学习并掌握坐骨神经-腓肠肌标本的制备方法。

#### 【动物与器材】

蟾蜍或蛙、常用手术器械(手术剪、手术镊、手术刀、金冠剪、眼科剪、眼科镊毁髓针、玻璃解剖针)、蜡盘、蛙板、玻璃板、固定针、锌铜弓、培养皿、滴管、纱布、粗棉线、任氏液。

#### 【方法与步骤】

1. 双毁髓的方法左手握蟾蜍(一般可用纱布包住蟾蜍躯干部)，背部向上(图 2-1)。用

食指按压其头部前端，拇指压住躯干的背部，使头向前俯；右手持毁髓针，由两眼之间沿中线向后方划触，触及两耳后腺之间的凹陷处即是枕骨大孔的位置。将毁髓针由凹陷处垂直刺入，即可进入枕骨大孔。然后将针尖向前刺入颅腔，在颅腔内搅动，以捣毁脑组织。如毁髓针确在颅腔内，实验者可感到针触及颅骨。此时的动物为单毁髓动物。再将毁髓针退至枕骨大孔，针尖转向后方，与脊柱平行刺入椎管，以捣毁脊髓。彻底捣毁脊髓时，可看到蟾蜍后肢突然蹬直，然后瘫软。此时的动物为双毁髓动物。如动物仍表现四肢肌肉紧张或活动自如，必须重新毁髓。操作过程中应注意使蟾蜍头部向外侧(不要挤压耳后腺)，防止耳后腺分泌物射入实验者眼内(如被射入，则立即用生理盐水冲洗眼睛)。

2. 剥制后肢标本方法有两种。

(1)将双毁髓的蟾蜍背面向上放入蜡盘中。左手持手术镊轻轻提起两前肢之间背部的皮肤，右手持手术剪横向剪开皮肤，暴露耳后腺后缘水平的脊柱。用金冠剪横向剪断脊柱。左手持手术镊提起断开的脊柱后端，右手用金冠剪沿脊柱两侧剪开体壁，再剪断下腹壁肌肉，自基部剪断内脏。然后用蘸有任氏液的左手捏住断开的脊柱后端，右手向后方撕剥皮肤，同时弃其头部及内脏。将剥干净的后肢放入盛有任氏液的培养皿中。清洗手及手术器械上的污物。

(2)将双毁髓的蟾蜍腹面向上放入蜡盘中，左手持手术镊轻轻提起腹壁皮肤，右手持手术剪将皮肤剪开，再剪开腹壁肌肉。然后用手术镊轻轻提起内

脏，自基部剪断（勿伤脊神经）。左手轻轻托起蟾蜍后肢，使头部及内脏向下，看清支配后肢的脊神经发出部位，于其前方剪断脊柱。剥皮的操作方法同(1)。

注意操作过程中不可将剥皮的标本同皮肤、内脏等弃物放在一起。

3. 分离两后肢将去皮的后肢腹面向上置于玻璃板上，脊柱端在左侧。用左手拇指及食指压住标本的股部两侧肌肉，右手持手术刀于耻骨联合处向下按压刀刃，切开耻骨联合。然后用金冠剪剪开两后肢相连的肌肉组织，并纵向剪开脊柱（尾杆骨留在一侧），使两后肢完全分离。也可不用手术刀切开耻骨联合，而用左手托起标本，右手持金冠剪直接剪开耻骨联合。注意：操作要十分小心，切勿剪断坐骨神经。将分开的后肢，一只继续剥制标本，另一只放入任氏液中备用。

4. 分离坐骨神经将一侧后肢的脊柱端腹面向上，趾端向外侧翻转，使其足底朝上（图 2—2），用固定针将标本固定在玻璃板下面的蛙板（木板或硬泡沫塑料板）上。用玻璃解剖针

沿脊神经向后分离坐骨神经。股部沿腓肠肌正前方的股二头肌和半膜肌之间的裂缝，找出坐骨神经。坐骨神经基部（即与脊神经相接的部位），有一梨状肌盖住神经，用玻璃解剖针轻轻挑起此肌肉，便可看清下面穿行的坐骨神经。剪断梨状肌，完全暴露坐骨神经与其相连的脊神经。再用玻璃解剖针轻轻挑起神经，自前向后剪去支配腓肠肌之外的分支，将坐骨神经分离至腓窝处。用金冠剪剪去脊柱骨及肌肉，只保留坐骨神经发出部位的一小块脊柱骨。取下脊柱端的固定针，用手术镊轻轻提起脊柱骨的骨片，将神经搭在腓肠肌上。

5. 分离股骨头左手捏住股骨，沿膝关节剪去股骨周围的肌肉，用金冠剪自膝关节向前刮干净股骨上的肌肉。保留股骨的后 2/3，剪断股骨。

6. 游离腓肠肌用手术镊（尖头镊）在腓肠肌跟腱下穿线，并结扎。提起结扎线，剪断肌腱与胫腓骨的联系，游离腓肠肌。剪去膝关节下部的后肢，保留腓肠肌与股骨的联系，制备完整的坐骨神经-腓肠肌标本。标本应包括：坐骨神经、腓肠肌、股骨头和一段脊柱骨四部分（图 2-3）。

7. 检验标本左手持手术镊轻轻提起标本的脊柱骨片，使神经离开玻璃板，右手持经任氏液蘸湿的锌铜弓，使其两极接触神经，如腓肠肌发生收缩，则表示标本机能正常。右手提起腓肠肌上的结扎线，轻轻将标本放入任氏液中（切勿使神经受牵拉），稳定 15—20min，即可进行实验。

注意，制备标本过程中经常用任氏液湿润去皮的标本。

#### 【思考题】

1. 剥去皮肤的后肢，能用自来水冲洗吗？为什么？
2. 金属器械碰压、触及或损伤神经及腓肠肌，可能引起哪些不良后果？
3. 如何保持标本的机能正常？

（赵静）

## 实验 2 坐骨神经-缝匠肌标本的制备

### 【目的要求】

学习坐骨神经-缝匠肌标本的制备方法。

### 【动物与器材】

同实验 1

### 【方法与步骤】

1. 识别解剖部位缝匠肌位于股部腹内侧面，起于耻骨联合，止于胫骨，为一肌纤维平行排列的长条肌肉（图 2-4）。缝匠肌受坐骨神经的分支支配。此分支起于梨状肌的尾骨侧下面，沿途又向半膜肌、半腱肌等发出分支。并由内大收肌和股内直肌之间穿过，到达股部腹面。在缝匠肌内侧面下 1/3 处进入肌肉。由于该神经在走行沿途中一再分支，到达缝匠肌时已很纤细，解剖时需倍加小心以免伤及神经。

2. 按实验步骤 1—3 剥制完整的后肢标本。

3. 取一侧下肢，腹位置于蛙板上。找到梨状肌（图 2-5），将其在尾骨的附着处剪断。小心分离其下的坐骨神经，认清坐骨神经在此处发出的 3 个分支。在分支的中枢端结扎坐骨神经，并在结扎线的中枢端以及 3 个分支的外周端剪断坐骨神经。轻轻提起结扎线，细心地对 3 个分支略加分离，确认从内直肌和半腱肌之间进入大腿腹面的一支，注意：此分支为支配缝匠肌的神经。再将其它两个分支自坐骨神经起始处剪断，将保留的一支神经置于由任氏液湿润的棉球下以保护之。

4. 翻转下肢标本，将其背位置于蛙板上，找到缝匠肌。用尖镊子在其胫骨附着点腱膜下开一小孔，穿线结扎。提起结扎线，用手术剪将结扎线外侧的腱膜剪断。

5. 轻轻提起结扎线，用眼科剪沿缝匠肌外侧缘仔细剪开肌膜，直至缝匠肌在耻骨联合的附着处。为保护肌纤维，可在附着处剪下少量耻骨。

6. 用玻璃解剖针将缝匠肌以内侧缘为轴翻转 180°，使其内表面上，即可清楚地看到支配肌肉的神经在其下 1/3 的内侧缘进入肌肉。随后将肌肉翻正复原，用眼

科剪沿内侧缘由前向后剪开肌膜。注意：留下约 2mm 神经进入处的肌膜，以便在下一步操作中保护神经不被牵拉。

7. 用玻璃解剖针分离内大收肌和股内直肌，将在背面已分离的神经由分离处穿至腹面，在此过程中需将支配其它肌肉的神经分支一一剪断。注意：勿伤及支配缝匠肌的神经，这样即可把坐骨神经-缝匠肌分离出来（图 2-6）。用镊子分别夹住耻骨和结扎线。将标本移至盛有任氏液的培养皿内，用锌铜弓检查标本。

### 【思考题】

1. 小结制备坐骨神经-缝匠肌标本的关键步骤。
2. 用锌铜弓检查标本的原理是什么？

（解景田）

## 实验 3 刺激强度与肌肉收缩反应的关系

### 【目的要求】

1. 学习神经-肌肉实验的电刺激方法及肌肉收缩的记录方法。
2. 观察刺激强度与肌肉收缩反应的关系。



### 【基本原理】

腓肠肌由许多肌纤维组成，当刺激支配腓肠肌的坐骨神经时，不同的刺激强度会引起肌肉的不同反应。当刺激强度过小时，不引起肌肉发生收缩反应，此时的刺激为阈下刺激。当刺激强度逐渐增强时，可引起少数肌纤维发生收缩反应，这种最小收缩反应的有效强度为阈强度。随着刺激强度的加大，参加收缩反应的肌纤维数量增多，收缩力量也加大，此时的刺激为阈上刺激。当全部肌纤维同时收缩时，即出现最大的收缩反应，即使再增大刺激强度，肌肉收缩的力量也不再随之加大。可以引起肌肉发生最大收缩反应的最小刺激强度为最适刺激强度。

### 【动物与器材】

蟾蜍或蛙的坐骨神经-腓肠肌标本、常用手术器械、记纹鼓及电磁标或记录仪及张力换能器、多用仪或刺激器、肌槽、砝码、培养皿、滴管、任氏液。

### 【方法与步骤】

1. 将标本的股骨头固定在肌槽的股骨固定孔内。用记纹鼓记录时，将腓肠肌肌腱上的结扎线与杠杆相连（图 2-7）。连线不可过紧或过松，以使肌肉自然拉平为宜（保证肌肉一旦收缩，即可牵动杠杆）。为使肌肉收缩后尽快放松杠杆，可在杠杆近支点处加挂砝码，保持杠杆平衡。在描记笔下方安装刺激标记电磁标，使两笔尖对齐。实验用手转鼓记录（按第一章记录系统手转鼓使用方法操作）。如用记录仪记录时，肌腱上的结扎线与张力换能器相连（图 2-8）。按第一章记录系统中记录仪的使用方法，连接记录仪。将神经搭在肌槽的电极上。刺激电极的接头与刺激器输出端相连。

2. 打开刺激器，用手控触发或启动开关，由弱至强调节单脉冲刺激强度，记录刺激强度及收缩曲线。每记录一次曲线，将记录纸走动 5mm。

3. 当刺激强度达到某一数值后，肌肉收缩曲线不再随刺激强度的增加而升高。记录 3—4 次同等高度的收缩曲线及刺激强度。

将实验结果填入表 2-1。

表 2-1 刺激强度与肌肉收缩反应的关系

次数	刺激强度 ( V )	收缩幅度 ( mm )

### 【思考题】

1. 如何保持标本在实验过程中机能稳定？
2. 找出标本的阈强度、最适刺激强度。
3. 你所制备标本的兴奋性如何？指标是什么？

( 赵静 )

## 实验 4 骨骼肌单收缩的分析

### 【目的要求】

1. 学习使用弹簧快鼓及音叉记录时间的方法。
2. 分析单收缩过程的三个时期。

### 【基本原理】

肌肉组织对于一个阈上强度的刺激发生一次迅速的收缩反应，称为单收缩。因其收缩过程很短，必须用转动速度极快的弹簧快鼓或记录仪才能记录下来。单收缩的过程可分三个时期：潜伏期、缩短期及舒张期。

### 【动物与器材】

蟾蜍或蛙、常用手术器械、肌槽、弹簧快鼓及音叉或记录仪及张力换能器、刺激器或多用仪、砝码、滴管、任氏液。

### 【方法与步骤】

1. 制备坐骨神经-腓肠肌标本（见实验 1）。
2. 安装记录装置及刺激装置。用弹簧记纹鼓记录。先将坐骨神经-腓肠肌标本的肌腱的结扎线缚于肌槽杠杆上，在近支点处加适量负荷，使杠杆保持水平。神经放在电极上，连接多用仪或刺激器及弹簧快鼓（图 2-9）。
3. 调节刺激强度，以肌肉收缩曲线高度达 3-5cm 为宜。按第一章记录系统中弹簧快鼓的使用方法，装好弹簧快鼓，调节记录笔尖，使之接触鼓面。用手推动圆鼓一周，画出基线。调整记纹鼓上的活动叉与金属接触片的距离，使其接触的位置正好对应干净光滑的记录纸面。

4. 将记纹鼓的弹簧片压紧扁圆盘的引发梢，轻轻抬起记录笔，作出起始标记。开启连续刺激（30 次/s）的同时迅速放擒纵梢，即可描出单收缩曲线。关闭刺激器，转动记纹鼓，在接触片与活动叉相触的位置，轻轻抬起记录笔，做出刺激标记。于收缩曲线的最高点处，抬起记录笔，自上而下画出与基线的交点。

5. 取下肌槽，换上音叉，装好音叉上的描笔。笔尖在记录曲线的起始点下方接触鼓面，并固定。开动弹簧快鼓（方法同 3）的同时拨动音叉，做出时间标记。

6. 取下记录纸，注明音叉的频率，计算单收缩过程的三个时期（图 2-10）如用记录仪记录单收缩曲线（按实验 3 装置），则不用划基线。开动记录仪（走纸速度为 100mm/s）的同时，用单脉冲刺激神经，即可作出单收缩曲线（图 2-11）。根据记录纸上的时间格数，计算单收缩的各期。

### 【思考题】

1. 单收缩过程中的潜伏期包括哪些生理过程？
2. 试把所测出的单收缩三个时期的时间与正常值比较，是否一致，分析其原因。

（赵静）

## 实验 5 骨骼肌收缩的总和与强直收缩

### 【目的要求】

1. 了解骨骼肌收缩的总和现象。
2. 观察不同频率的阈上刺激引起肌肉收缩形式的改变。

#### 【基本原理】

两个同等强度的阈上刺激，相继作用于神经-肌肉标本，如果刺激间隔大于单收缩的时程，肌肉则出现两个分离的单收缩；如果刺激间隔小于单收缩的时程，则出现两个收缩反应的重叠，称为收缩的总和。当同等强度的连续阈上刺激作用于标本时，出现多个收缩反应的融合，称为强直收缩。后一收缩发生在前一收缩的舒张期时，称为不完全强直收缩。后一收缩发生在前一收缩的收缩期时，各自的收缩完全融合，肌肉处于持续的收缩状态，称为完全强直收缩。

#### 【动物与器材】

蟾蜍或蛙、常用手术器械、肌槽、记纹鼓及电磁标或记录仪与张力换能器、刺激器或多用仪、砝码、培养皿、滴管、任氏液。

#### 【方法与步骤】

1. 按实验 3 的方法制备坐骨神经-腓肠肌标本并将其固定在肌槽上。用记纹鼓记录时，在描记杠杆的下方装上刺激标记电磁标（两支笔尖对齐），肌槽上的电极与刺激器的输出端相连，调节刺激强度，使肌肉收缩曲线高度达 2cm 左右，开动电动记纹鼓或记录仪（走纸速度为 20mm/s），再用手控触发或启动开关，以单脉冲刺激神经，记录肌肉收缩曲线（图 2-12）。

2. 刺激强度不变，以 1s 的间隔输出两个单脉冲刺激标本，肌肉则出现两个分离的单收缩，记录收缩曲线。

3. 用同等刺激强度，改变刺激间隔为 0.16s，刺激标本，记录肌肉收缩曲线。

4. 改用连续刺激（走纸速度为 10mm/s），以 2 次/s 的频率刺激标本 3—5s，记录肌肉收缩曲线。

5. 改变刺激频率为 6 次/s，记录肌肉收缩曲线。

6. 将刺激频率改为 10 次/s，记录肌肉收缩曲线。

7. 将刺激频率改为 20 次/s，记录曲线变化。

8. 将刺激频率改为 25 次/s，记录曲线变化。

如用记录仪记录，当发生强直收缩的曲线过高时，可以衰减 1/2，使收缩曲线完整地记录出来。

注意：实验过程中要经常用任氏液湿润标本，每次刺激后应使肌肉休息 30s。连续刺激不可超过 5s。

#### 【思考题】

1. 讨论肌肉发生不完全强直收缩及完全强直收缩的条件，人们日常生活中哪些动作属于强直收缩。

2. 何谓临界融合刺激频率？

（赵静）

## 实验 6 时值与强度-时间曲线的测定

#### 【目的要求】

了解衡量组织兴奋性的指标——时值的概念，进一步了解引起组织兴奋

时刺激强度与刺激作用时间的依赖关系。

### 【基本原理】

要使组织受刺激后发生兴奋反应，不仅需要一定的刺激强度，而且需要一定的刺激作用时间。刺激强度与刺激作用时间之间的相互关系可用强度-时间曲线表示。刺激电流作用时间足够长时的刺激强度阈值，称为基强度。在基强度下引起组织兴奋的最短刺激作用时间，称为利用时。在二倍基强度下引起组织兴奋所需的最短刺激作用时间，Lapicque 称之为时值。时值是衡量组织兴奋性的重要指标之一。改变刺激强度，分别测出引起某组织兴奋所需的最短作用时间，将一系列这样的数据在坐标图上描绘出来，即为该组织刺激的强度-时间曲线。

### 【动物与器材】

蟾蜍或蛙、常用手术器械、蛙板、玻璃板、电子刺激器、前置放大器、SBR-1 型双线示波器、神经屏蔽盒（内有 Ag-AgCl 电极）、坐标图纸、培养皿、棉线、任氏液、2%普鲁卡因溶液。

### 【方法与步骤】

1. 制备坐骨神经干标本取一只蟾蜍或蛙，按实验 1 方法操作，分离一侧后肢的坐骨神经。坐骨神经至腓窝处分为两支：内侧为胫神经，走行表浅；外侧为腓神经。沿胫、腓神经走向分离至踝部，剪断侧支。结扎坐骨神经干的脊柱端及胫、腓神经的足端，游离神经干。提起两端结扎线，将神经干标本放入任氏液中，稳定 5min。

#### 2. 仪器的安装与调试

(1) 将电子刺激器的“刺激输出”接神经屏蔽盒的刺激电极，“刺激监视”输出接示波器的下线，用以测定并监视刺激输出方波的波幅（刺激强度）与波宽（刺激作用时间），同时将刺激器“同步”接示波器外触发，使刺激器的“刺激输出”与示波器扫描同步。“刺激频率”为 10—20 次/s。

(2) 放大器的“输入”同神经屏蔽盒的引导电极相连，“输出”接示波器的上线输入，用以观测神经干的动作电位。放大器“增益”置 1000 倍。

(3) 各仪器与神经屏蔽盒要妥善接地。

#### 3. 基强度与时值的测定

(1) 用滤纸片吸去神经干上的液体，用手术镊提起神经干两端的结扎线，将神经干标本放入神经屏蔽盒内，中枢端搭于刺激电极上，外周端搭于引导电极上。

(2) 调节电子刺激器的波宽为 30ms。然后逐渐加大刺激强度，当神经干刚好产生一个小小的动作电位时，此刺激强度即代表神经干中 A 类纤维的兴奋阈强度——基强度。

(3) 增大刺激强度，使之正好为基强度的二倍，可见产生的动作电位幅值增大。然后再逐渐缩短刺激波宽，使示波器荧光屏上刚刚产生一个小小的动作电位，此时的波宽时间即为神经干中 A 类纤维的时值。

#### 4. 强度时间曲线的测定

(1) 将刺激强度分别调至基强度的 1.25、1.5、1.75、2、3、5、10 倍，逐个测出不同刺激强度时各自产生动作电位的最小波宽，并填入表 2-2。

(2) 以 x 轴代表刺激作用时间，y 轴代表刺激强度，将以上测得的实验数据在坐标图纸上绘出强度-时间曲线，并标出基强度、利用时和时值（图 2

- 13)。

5. 改变组织的兴奋性对强度-时间曲线的影响用沾有 2%普鲁卡因溶液的棉球浸润刺激

表 2-2 强度时间曲线测定记录表

刺激强度	最小波宽

电极处的神经干标本，约 2min 以后，依上步骤重新测定该标本的基强度、时值和强度-时间曲线，并将这些数据绘于前图中。可见二者的强度-时间曲线并不重合，后者曲线向右上方位移。若将神经干标本置于 4 的任氏液中浸浴 5min 以后，重新测定，也可得到同样的结果。

**【注意事项】**

1. 刺激强度和波宽的数据要由示波器下线的监视波形读取，必要时可增大示波器下线 y 轴的增益和 x 轴扫描速度，将方波波形放大，这样读数更精确。

2. 整个测试过程要尽量迅速，刺激时间过长，组织的兴奋性容易改变，使得测定的强度时间曲线不理想。

**【思考题】**

1. 强度-时间曲线可以说明什么问题？
2. 为什么说利用这种方法测的是神经干中 A 类神经纤维的强度-时间曲线？
3. 试解释用普鲁卡因或 4 任氏液处理标本后，所测的曲线发生位移的原因。

(崔庚寅)

## 实验 7 神经干动作电位的测定

**【目的要求】**

1. 学习电生理仪的使用方法。
2. 观察蟾蜍坐骨神经动作电位的基本波形，并了解其产生的基本原理。

**【基本原理】**

神经或肌肉发生兴奋时，兴奋部位发生电位变化，这种可扩布性的电位变化即为动作电位。神经的动作电位是神经兴奋的客观指标。

如将两个引导电极分别置于正常完整的神经干表面，动作电位先后通过两个引导电极，可引导出两个方向相反的电位偏转，称为双相动作电位。如将两引导电极之间的神经麻醉或损伤，动作电位只通过第一个电极引导出来，它只有一个方向的电位偏转，称为单相动作电位。

坐骨神经由许多神经纤维组成，所以神经干的动作电位与单个神经纤维的跨膜动作电位不同，它是许多动作电位组成的复合动作电位。虽然每条神经纤维都按“全或无”定律参与反应，但在一定范围内，复合动作电位的振

幅可随刺激强度的改变而发生变化。

#### 【动物与器材】

蟾蜍或蛙、常用手术器械，SBR-1 型双线示波器、电子刺激器、刺激隔离器、神经屏蔽盒、滤纸片、锌铜弓、任氏液、3mol/LKCl 溶液。

#### 【方法与步骤】

1. 制备蟾蜍坐骨神经干标本按实验 6 剥制坐骨神经干标本，但神经干尽可能分离得长些，要求上自脊髓附近的主干，下沿腓总神经与胫神经一直分离至踝关节附近。在制备过程

中，要把神经周围的结缔组织分离干净，但勿损伤神经标本。

2. 连接实验装置按图 2-14 连接电子刺激器、刺激隔离器、神经屏蔽盒和示波器。注意：各仪器应妥善接地，各仪器的连接应接触良好。

#### 3. 仪器的调试

(1) 电子刺激器刺激方式取“连续”档，频率为 2—4 次/s，刺激强度为 0—5v，波宽为 0.1—0.2ms。

(2) 示波器输入选择置“AC”的“AB”档，灵敏度为 1—3mV/cm，扫描速度 1mm/cm，“触发选择”置“外 AC”。

(3) 调节示波器“触发电平”旋钮，使示波器的扫描与刺激器输出同步。调节刺激器“延迟”旋钮，使刺激伪迹落于适当位置。

4. 用滤纸片吸去神经标本上过量的任氏液。用手术镊夹持标本两端的结扎线，将标本移至神经屏蔽盒内。盒内装有两对电极和一根接地线电极。其中一对为刺激电极，接刺激隔离器输出端，一对为引导电极，连示波器输入端，两对电极之间为一根接地电极。神经标本必须与 5 根电极良好地接触。神经标本的放置方向是中枢端接触刺激电极，外周端接触引导电极。注意：神经屏蔽盒内需滴加少量水分，以防神经干燥。

5. 调节刺激器“强度”旋钮，使其从 0 逐渐增加。当强度达到一定数值时，即可出现双相动作电位（图 2-15）。仔细观察其波形，并测量其阈刺激、阈上刺激和最大刺激强度的幅值以及最大刺激强度时整个动作电位的持续时间及幅度。

6. 倒换神经干的放置方向，动作电位有无变化。

7. 调正神经干的放置方向，用手术镊将两记录电极之间的神经夹伤，或一小块浸有 3mol/LKCl 溶液的滤纸片贴附在引导电极处的神经干上。观察动作电位的波形有何变化，并测量动作电位的幅度和持续时间。

#### 【思考题】

1. 说明单相和双相动作电位的产生原理。

2. 解释在一定范围内神经干动作电位的振幅随刺激强度而改变，是否与单个神经纤维动作电位的“全或无”定律相矛盾。

4. 改变神经干的方向后，动作电位的波形发生了什么变化，为什么？

（解景田）

## 实验 8 神经冲动传导速度的测定

#### 【目的要求】

用电生理学方法测定蟾蜍或蛙坐骨神经的神经冲动传导速度，进一步学习电生理仪的使用方法。

### 【基本原理】

神经冲动的传导速度（ $v$ ）是指动作电位在单位时间（ $t$ ）内传导的距离（ $s$ ），可根据神经干上动作电位从一点传导到另一点所需要的时间来计

$$\text{算：} v = \frac{s}{t} \text{ (m/s)。}$$

动作电位在神经干上的传导具有一定的速度，不同类型的神经纤维传导速度各不相同，神经纤维愈粗，传导速度愈快。两栖类的坐骨神经是混合神经，包含多种粗细不等的神经纤维，其直径约为 3—29  $\mu\text{m}$ 。坐骨神经中以 A 类纤维为主，传导速度约为 35—40m/s。

### 【动物与器材】

同实验 7。

### 【方法与步骤】

1. 依实验 6 制备蟾蜍或蛙的坐骨神经标本。要求神经干尽量分离得长些。

2. 按图 2-14 安装并连接好仪器，所不同的是神经屏蔽盒内另装一对引导电极，此引导电极连接示波器下线 A、B 输入端。两对引导电极的距离愈远愈好。各仪器的工作参数参考实验 7 执行。

3. 按实验 7 操作方法在示波器上下线引导出两个双相动作电位。调节示波器 Y 轴位移，使上下线完全重叠。

4. 根据扫描速度，测量从刺激伪迹至两个动作电位起始点之间的时间差（ $t$ ），此即为神经冲动从第一对引导电极传导到第二对引导电极所需要的时间。

5. 测量神经屏蔽盒内两对电极之间的距离（ $s$ ）（应测两对电极中第一个电极或第二个电极之间的距离）。

6. 按公式  $v=s/t$  (m/s) 计算神经冲动传导的速度。

### 【思考题】

1. 为什么实验要求两对引导电极之间的距离愈远愈好？
2. 小结两次电生理实验中，示波器与电子刺激器的使用方法和操作要领。你认为在电生理仪的使用中需要注意哪些问题？

（解景田）

## 实验 9 坐骨神经不应期的测定

### 【目的要求】

1. 学习测定神经不应期的基本原理和方法。
2. 掌握电生理仪的使用方法。

### 【基本原理】

神经在一次兴奋后，其兴奋性发生周期性的变化，而后才恢复正常。一般把这些变化分为四个时期：绝对不应期、相对不应期、超常期和低常期。应用电生理学方法可以观察或测定神经的不应期。

通过调节刺激器输出的连续双脉冲的时间间隔，可测定坐骨神经的不应期。当双脉冲的间隔时间为 20ms 左右时，示波器荧光屏上呈现两个同样大小

的动作电位。逐渐缩短双脉冲之间的间隔，第二个动作电位逐渐向第一个动作电位靠近，振幅也随之降低，最后可因落在第一个动作电位的绝对不应期内而完全消失。

**【动物与器材】**

同实验 7。

**【方法与步骤】**

1. 按实验 6 的方法制备蟾蜍或蛙的坐骨神经干标本。
2. 按图 2-14 安装连接电生理仪器。注意：刺激器的“刺激方式”旋钮拨至“连续两次”，用“B 时间”选择开关调节成对脉冲的周期，用“延迟”旋钮调节成对脉冲之间的间隔时间；刺激器的输出同时接在神经屏蔽盒的刺激电极和示波器的下线输入端上，以便观察刺激脉冲的位置和振幅。
3. 调节刺激器“延迟”旋钮，使双脉冲之间的时间间隔约为 20ms。
4. 调节刺激器“强度”旋钮，找出刚好获得最大动作电位的刺激强度。
5. 维持同样刺激强度，调节“延迟”旋钮，逐渐缩短双脉冲之间的时间间隔，使第二个动作电位逐渐向第一个动作电位靠近。从一定的“延迟”开始，第二个刺激所引起的动作电位振幅开始降低，说明第二个刺激落入第一次兴奋后的相对不应期。
6. 继续缩短双脉冲之间的时间间隔，最后，第二个动作电位完全消失，表明此时第二个刺激开始落入第一次兴奋后的绝对不应期。观察并按比例地绘制动作电位的波形。

**【思考题】**

1. 绝对不应期的长短有什么生理意义？
2. 什么是绝对不应期和相对不应期？如何进一步证明它与刺激强度的关系。

(解景田)

## 实验 10 骨骼肌纤维动作电位的测定

**【目的要求】**

1. 学习用标准玻璃微电极技术测定单肌纤维动作电位的方法。
2. 观察单个骨骼肌纤维跨膜动作电位的基本特征。

**【基本原理】**

神经和肌肉纤维的电活动包括安静时的静息电位和兴奋时的动作电位。在静息状态下，肌细胞膜表面的任何两点都是等电位的，但细胞膜内、外却存在明显的电位差，此即为静息电位。当肌细胞受到刺激而发生兴奋时，膜内外的电位发生可扩布的变化，称为动作电位。

应用标准玻璃微电极技术，把尖端直径小于  $1\mu\text{m}$  的玻璃微电极（引导电极）插入肌细胞内，把无关电极置于细胞外，以观察和测定肌细胞的静息电位和动作电位。

**【动物与器材】**

蟾蜍或蛙、常用手术器械、示波器、微电极放大器、电子刺激器、刺激隔离器、微操纵器、解剖显微镜、屏蔽实验台、玻璃微电极拉制器、毛坏玻璃管、肌槽、Ag-AgCl 饱和电极、无关电极、锌铜弓、1cm 长的不锈钢针若干、任氏液。



### 【方法与步骤】

1. 玻璃微电极的制备按第一章玻璃微电极一节中的要求，进行微电极的控制和充灌  $3\text{mol/LKCl}$  溶液。微电极的阻抗可在实验前用电子管电压表测量，也可在开始实验时用微电极放大器进行测量。本实验要求玻璃微电极的阻抗约为  $10\text{—}20\text{M}$ 。制备好的微电极要妥善保存，以避免折断尖部或溶液蒸发。

2. 坐骨神经-缝匠肌标本的制备按实验 2 的步骤制备蟾蜍或蛙的坐骨神经-缝匠肌标本。将标本移入放有任氏液的肌槽内，缝匠肌内侧面面向上，用不锈钢针将耻骨端固定于肌槽的一侧，另一端拉紧结扎线，将肌肉伸长到原来的  $1.2\text{—}1.5$  倍，并用钢针固定。将坐骨神经轻轻搭在肌槽的刺激电极上。

#### 3. 实验仪器的连接与参数的调整

(1) 刺激系统按图 2 - 14 连接刺激系统，包括刺激器、隔离器和肌槽上的刺激电极。刺激器采用“手控”，“波宽”为  $0.1\text{—}0.2\text{ms}$ ，刺激强度以肉眼可见到肌肉稍有收缩为准。

(2) 探测系统包括玻璃微电极、无关电极以及微操纵器（图 2 - 15）。将制备好的玻璃微电极放入微操纵器的夹持器内，把一根与微电极放大器探头正极相连的  $\text{Ag - AgCl}$  饱和电极插入玻璃微电极的  $\text{KCl}$  溶液内。调节微操纵器的水平位移旋钮，使玻璃微电极正置于待插肌纤维的上方。再调节垂直位移粗调。使微电极尖端进入靠近肌纤维的任氏液内。与微电极放大器探头负极相连的无关电极插入肌槽的任氏液内。

(3) 按图 2 - 16 连接微电极放大器和示波器。放大器的“增益”置于 1 倍，其探头应尽量靠近肌槽。示波器从以“DC”双端输入，“灵敏度”为  $20\text{mV/cm}$ 。记录静息电位时，用连续扫描，

时基为  $0.5\text{—}2\text{s/cm}$ 。记录动作电位时，用外触发扫描。

4. 玻璃微电极阻抗的测定开启放大器“校正”开关，向示波器输入校正信号，测定微电极的阻抗。如阻抗  $< 10\text{K}$ ，需要换玻璃微电极。

5. 单肌纤维静息电位的观察调节微操纵器垂直位移细调，将微电极尖端刺入肌纤维内，此时监听器的音调发生突然变化，同时示波器的扫描线也同步下移，此即为单肌细胞膜内、外的电位差——静息电位。测量静息电位的数值，调节微操纵器，将微电极移出肌纤维，则示波器扫描线回至零电位。注意：当微电极刺穿肌纤维或微电极尖端折断时，扫描线也返回零位线。

6. 单肌纤维动作电位的观察微电极刺入肌纤维，静息电位基本稳定后，开放电子刺激器，以二倍阈强度刺激坐骨神经，此时即出现可扩布性的电位变化——动作电位（图 2-17）。扫描线由静息电位上升至零电位，并出现超射现象，而后恢复到静息电位水平。观察动作电位的波形，测量动作电位的振幅和持续时间。

### 【思考题】

1. 在固定缝匠肌标本时，为什么要将肌纤维适当拉长？
2. 如果单肌纤维动作电位不能稳定，试分析其原因？
3. 如果改变任氏液中的  $\text{K}^+$  浓度，动作电位会发生什么变化？为什么？

（解景田）

## 实验 11 终板电位的测定

### 【目的要求】

1. 学习测定骨骼肌终板电位的实验方法。
2. 观察终板电位和微终板电位的波形。

### 【基本原理】

在神经-肌肉接点的传递过程中，既有化学因素也有电学因素参与。当神经冲动（动作电位）到达运动神经末梢时，细胞膜去极化，通透性发生变化，细胞外液中的  $\text{Ca}^{2+}$  进入神经末梢，促使大量突触小泡同时向突触间隙释放乙酰胆碱，与终膜外表面的蛋白质受体相结合，出现许多小终板电位（minute end-plate potential，简写 MEPP）。这些小终板电位综合起来，形成了终板电位（end-Plate Potential，简写 EPP）。当终板电位达到约 40mV 时，肌膜便产生可扩布的动作电位，最后引起肌肉收缩。

实验采用电生理学方法，将玻璃微电极插入终板区的肌肉纤维内，观察终板电位。但在正常情况下，由于肌肉纤维动作电位的干扰，终板电位不易观察。如用箭毒处理肌肉标本，由于箭毒能与乙酰胆碱争夺终膜上的受体，使乙酰胆碱失去传递兴奋的能力，从而阻滞神经-肌肉接点处的兴奋传递作用，这就可以在没有动作电位干扰的条件下观察终板电位。

### 【动物与器材】

除同实验 10 外，另需配制  $5 \times 10^{-6} \text{mol/L}$  管箭毒碱（d-tubo-curarine）。

### 【方法与步骤】

1. 按实验 2 制备坐骨神经-缝匠肌标本。用锌铜弓检查后置于任氏液内 5min。

2. 按实验 10 安装、连接、调试仪器装置。刺激器采用手控单脉冲或双脉冲信号，波宽 0.1 - 0.2ms。示波器采用“DC”双端输入，外触发扫描，“灵敏度”为 10—20mV/cm，时基 5ms/cm。

3. 微终板电位的观察借助解剖显微镜，找到在缝匠肌内表面走行的神经分支。调节微操纵器的水平和垂直位移旋钮，将微电极插入神经末梢刚刚消失的部位，即可看到缝匠肌的静息电位（约 -90mV）。提高示波器的灵敏度（约为 0.5—1mV/cm），可看到在静息电位的基础上出现微小的电位变化，这就是自发的微终板电位。在此基础上，反复移动微电极的位置，直至得到振幅最大的微终板电位。

4. 终板电位的观察开启电子刺激器，刺激神经，示波器即显示终板电位。反复移动微

电极的插入部位，找到振幅最大的终板电位。注意：在电位的上升支上有一个转折，转折下部为终板电位，转折上部为肌纤维的锋电位。

5. 箭毒的阻滞作用向肌槽中灌流  $5 \times 10^{-6} \text{mol/L}$  管箭毒碱，开启刺激器，刺激神经，借助解剖显微镜观察肌肉的收缩反应，可以看到肌肉收缩的强度逐渐减弱，最后消失。但为了避免箭毒的作用过深，影响实验观察，当刺激神经仅仅引起肌肉极微弱的收缩时，即可停止管箭毒碱的灌流，并用任氏液冲洗。在整个实验过程中，注意观察电位变化，直至得到单纯的终板电位（图 2-18）。

### 【思考题】

1. 终板电位有什么生理特征？试设计几个实验加以证明。

2. 如加入胆碱酯酶抑制剂, 如依色林、新斯的明等, 终板电位会发生什么变化? 为什么?

(解景田) 第三章 血液

## 实验 12 红细胞比容的测定

### 【目的要求】

学习测定红细胞比容的方法。

### 【基本原理】

从血管中抽出血液, 放入加有抗凝剂的玻璃管中混匀, 经离心沉淀后, 管中的血液分为两层: 上层是淡黄色的透明液体——血浆; 下层是挤压得很紧的呈暗红色的红细胞。红细胞在血液中所占的容积百分比, 称为红细胞比容。健康成年人的红细胞比容约为 40—50%。严重贫血时可下降至 15%, 红细胞增多症患者则上升到 70%。

### 【实验器材】

刺血针、离心机、酒精棉球、草酸盐抗凝剂。

### 【方法与步骤】

1. 配制抗凝剂测定红细胞比容需注意选择抗凝剂, 一般采用草酸盐抗凝剂, 其配制方法如下: 草酸铵 1.2g、草酸钾 0.8g、40%甲醛溶液(防止霉菌生长) 1ml、加蒸馏水至 100ml。将抗凝剂溶液 0.1ml 吸入毛细管中, 待溶液水分自然蒸发或稍加温烘干后使用。

2. 一般使用刺血针(图 3-1)采血。使用时, 先旋转螺旋鞘, 调节针刃长度约 2—3mm, 用酒精棉球消毒刺血针针刃。再将另一端的拉手拉出, 用侧面的闭锁机将其固定, 外露的针刃亦被拉入螺旋鞘内, 这时即可使用。

通常多用耳垂边缘或左手无名指指端部位采血。采血前, 先用酒精棉球擦拭采血部位, 进行消毒。待酒精挥发后, 即可将准备好的刺血针的螺旋鞘尖端紧压采血部位, 迅速以拇指按动闭锁机, 针刃即可借弹簧的力量射出, 刺破皮肤。注意: 不要用力挤压, 让血液自动流出。用干棉球将第一滴血擦去, 待第二滴血流出较多时, 以一经抗凝剂处理的毛细管末端接触血滴, 握管于水平位置, 让血液流入管内, 直至充满管的 3/4。

3. 用密封剂把毛细管的一端封住, 形成一塞子, 然后将毛细管的塞子向上放入离心机中, 调节离心机的转速为 3000 转/min, 离心 5min。

4. 离心后, 测定红细胞柱的高度(mm)及细胞加血浆的高度, 然后按下面公式计算比容, 并填入实验报告。

$$\text{比容}(\%) = \frac{\text{红细胞的高度}(\text{mm})}{\text{红细胞} + \text{血浆高度}(\text{mm})} \times 100$$

### 【思考题】

1. 测定红细胞比容有哪些实际意义?
2. 吸血入毛细管时如何防止有气泡?

(谢申玲)

## 实验 13 红细胞沉降率的测定

### 【目的要求】

学习测定红细胞沉降率的方法。

### 【基本原理】

血液加抗凝剂后，吸入一血沉降管内，静置一小时后，观察红细胞下沉的 mm 数，称为红细胞沉降率。它是根据血浆层的高度来决定，血浆层越高，表示沉降率越快。红细胞沉降率的正常标准，随测定方法而异。如成年人血液的正常沉降率，韦 (Westergren) 氏法：男 0—15mm/h、女 0—20mm/h；潘 (Panchapillai) 氏法：男 5—10mm/h、女 6—12mm/h。红细胞的沉降明显分成三个时期：形成缗钱状红细胞簇，迅速下沉及最后聚集。缗钱状是红细胞叠连成串，红细胞的形态未引起不正常。红细胞的大小和数目影响聚集期。贫血症患者的沉降率增加；红细胞增多症患者的沉降率减少；月经及怀孕期的沉降率比正常高。

### 【实验器材】

刺血针、酒精棉球、血沉降管、血沉降管架、小表面皿、5%柠檬酸钠。

### 【方法与步骤】潘氏微量法

1. 血沉管的刻度由上至下为 0—100mm，内径 1mm，容积约 0.15ml。刻度“0”处有“K”标志，50mm 处有“P”标志。用前先以 5%柠檬酸钠冲洗一次。

2. 吸 5%柠檬酸钠至刻度“P”处，吹入小表面皿中。

3. 穿刺手指或耳垂采血，擦去第一滴血，将血沉管两次取血至刻度“K”处，迅速吹入有抗凝剂的小表面皿中，充分混合。

4. 以血沉管吸取表面皿中混匀的抗凝血液至“K”处，擦净管尖血液，直立并固定于血沉管架上。

5. 一小时后观察结果，记录血沉管中血浆层的高度。

### 【思考题】

1. 引起红细胞沉降的原理是什么？
2. 论述各种影响红细胞沉降率的因素。

(谢申玲)

## 实验 14 红细胞的溶解——溶血作用

### 【目的要求】

1. 学习引起红细胞溶解的各种实验方法。
2. 观察红细胞的溶血现象。

### 【基本原理】

红细胞在高渗 NaCl 溶液中，会失去水分发生皱缩；在低渗 NaCl 溶液中，会因过多水分进入红细胞而膨胀，甚至破裂，使血红蛋白释出，称为红细胞溶解。红细胞对低渗溶液具有不同的抵抗力，即红细胞具有不同的脆性，对低渗溶液抵抗力小，表示红细胞的脆性大，对低渗溶液抵抗力大，则表示红细胞的脆性小。

各种有机溶剂、酸、碱等都会使红细胞的膜发生溶解，称为红细胞的化学性溶血。

### 一、渗透性溶血——红细胞渗透脆性的测定

### 【动物与器材】

兔、3%红细胞混悬液、离心机、2ml 注射器、5ml 试管 10 支、5ml 吸管 3 支、试管架、滴管、洗耳球、3.8%柠檬酸钠、1%和 2%NaCl 溶液。

#### 【方法与步骤】

1.3%红细胞混悬液的制备取兔血 2ml 加入盛有 3.8%柠檬酸钠溶液 0.2ml 的离心管中，混合，放入离心机中，转速 3000 转/min，离心 5 分钟。取出后，弃去上清液，加入生理盐水混合后再离心，然后除去上清液。同法重复一次，即得洗涤之红细胞。用生理盐水配成 3%混悬液备用。

2. 取试管 10 支，从 1—10 分别标记后，排列在试管架上，按表 3 - 1 配制各种浓度的 NaCl 溶液。

表 3 - 110 支试管中分别盛各种浓度的 NaCl 溶液

试 液	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10
1%NaCl(ml)	1.2	1.4	1.6	1.8	2.0	2.2	2.6	3.6	4.0	
2%NaCl(ml)										4.0
蒸馏水(ml)	2.8	2.6	2.4	2.2	2.0	1.8	1.4	0.4		
溶液浓度(%)	0.30	0.35	0.40	0.45	0.50	0.55	0.60	0.9	1.0	2.0

3. 每支试管放入兔 3%红细胞混悬液 1—2 滴，摇匀，静置半小时后即可观察各试管之溶血现象。

4. 管内液体变红而透明者，称完全溶血。记录开始完全溶血管之溶液浓度，这代表红细胞的最高抵抗力，即最小脆性，正常为 0.35—0.30%NaCl 溶液，通常以这个数值表示红细胞的渗透脆性。

5. 管内液体混浊，上层带红色者，称不完全溶血。记录开始不完全溶血管之溶液浓度，这代表红细胞的最低抵抗力，即最大脆性，正常约为 0.45%NaCl 溶液。

6. 管内液体分两层，上层浅黄色透明，下层红色不透明者，称不溶血。

## 二、化学性溶血

#### 【动物与器材】

兔、3%红细胞混悬液、5ml 试管 4 支、2ml 吸管 5 支、0.9%NaCl、0.1mol/LHCl、0.1mol/LNaOH、乙醚或氯仿。

#### 【方法与步骤】

1. 取试管 4 支，各盛兔 3%红细胞混悬液 2ml，分别加入下列溶液中，并观察红细胞在各试管中的溶解现象。

- (1)0.9%NaCl 1ml
- (2)乙醚或氯仿 0.2ml
- (3)0.1mol/LHCl 1ml
- (4)0.1mol/LNaOH 1ml

2. 半小时后、观察各试管之溶血情形，颜色、透明度。分别记录并解释产生溶血的机理。

#### 【思考题】

1. 为什么在科研实验或临床上需用各种浓度生理盐水？
2. 产生渗透性溶血与化学性溶血的机理有什么不同？
3. 根据溶血程度，找出家兔红细胞对低渗溶液的最大抵抗力与最小抵抗力。

( 谢申玲 )

## 实验 15 血红蛋白含量的测定

### 【目的要求】

掌握比色法测定血红蛋白含量的方法。

### 【基本原理】

测定血红蛋白含量的方法很多，实验常用比色法。其原理是在一定量的血液中，血红蛋白经少量盐酸的作用，使亚铁血红素变成高铁血红素，呈现较稳定的棕色。用水稀释后与标准色比较，求出每 100ml 血液中所含的血红蛋白克数。正常成年男子每 100ml 血液平均含 14.4g，女子为 13.1g。

### 【实验器材】

血红蛋白计、0.1mol/LHCl、刺血针、滤纸片、酒精棉球、乙醚、95%酒精、蒸馏水。

### 【方法与步骤】

1. 血红蛋白计包括 标准比色架，架的两侧镶有两个棕色标准玻璃色柱。 血红蛋白稀释管，有方形也有圆形的。两侧有刻度，一侧以 g 为计数单位，对侧以百分率计，按我国情况，是以每 100ml 血液内含血红蛋白 14.5g 为 100%。 20mm<sup>3</sup> 血红蛋白吸管，还有玻璃棒、滴管（图 3-2）。

2. 用滴管加 0.1mol/LHCl 于血红蛋白稀释管内，到刻度 10 处。

3. 用刺血针刺破指尖采血，血滴宜大些。用血红蛋白吸管的尖端接触血滴，吸血至刻度 20mm<sup>3</sup> 处（0.02ml）。

4. 用滤纸片或棉球擦净吸管口周围的血液，将吸管插入血红蛋白稀释管的盐酸内，轻轻吹出血液至管底部，反复吸入并吹出稀释管内上层的盐酸，洗涤吸管多次，使吸管内的血液完全洗入稀释管内。摇匀或用小玻璃棒搅匀后，放置 10min，使盐酸与血红蛋白充分作用。

5. 把稀释管插入标准比色架两色柱中央的空格中，使无刻度的两侧面位于空格的前后方，便于透光和比色。

6. 用滴管向稀释管内逐滴加入蒸馏水（每加一滴要搅拌），边滴边观察颜色，直至颜色与标准玻璃色柱相同为止。稀释管上液面的刻度读数即为每 100ml 血液血红蛋白的克数。

### 【注意事项】

1. 吹血液入稀释管及洗净吸管时，不宜用力过猛。

2. 蒸馏水需逐滴加入，多做几次比色，以免稀释过量。每次比色时，应将搅拌用的玻璃棒取出，以免影响比色。

3. 由于操作过程过长而造成吸管内血液凝固，堵塞管孔时，则要按下列溶液的顺序重复冲洗吸管，即用水 95%酒精 乙醚或丙酮。

### 【思考题】

1. 血液中血红蛋白含量的多少是否能反映机体的健康状况？为什么？

2. 测定血红蛋白的实际意义是什么？

（谢申玲）

## 实验 16 血细胞的计数

### 【目的要求】

学习红细胞、白细胞计数的方法。

### 【基本原理】

血液中血细胞数的计算是使用血细胞计数板。而且要用适当的溶液将血液稀释后，放入计数板的计数室内，在显微镜下计算一定容积血液稀释液中的血细胞个数，再将所得结果换算为  $1\text{mm}^3$  血液中的血细胞个数。

### 【动物与器材】

兔、血细胞计数板、血红蛋白吸管、1ml 和 5ml 吸管、表面皿、显微镜、刺血针、酒精棉球、红细胞稀释液、白细胞稀释液、95%酒精、乙醚、1%氨水。

### 【方法与步骤】

1. 采血及稀释用 1ml 吸管吸取 0.38ml 白细胞稀释液放入表面皿内备用，另用 5ml 吸管吸取 3.98ml 红细胞稀释液放入表面皿内备用。

用酒精棉球消毒兔的耳缘静脉采血部位，用刺血针刺破血管，让血液自然流出，擦去第一滴血，待流出第二滴血时，用血红蛋白吸管吸血至刻度  $20\text{mm}^3$  处，将血液吹入盛有白细胞稀释液的表面皿内，吸上清液冲洗沾在管壁上的血液。立即将吸管洗净和干燥备用。再用同样方法吸取血液至刻度  $20\text{mm}^3$  处，并将血液吹入盛有红细胞稀释液的表面皿内，轻轻摇匀。

2. 血细胞计数板的结构计数板是一块特制的长方形厚玻璃板，板面的中部有 4 条直槽，内侧两槽中间有一条横槽把中部隔成二长方形的平台（图 3-3）。此平台比整个玻璃板的平面低  $0.1\text{mm}$ ，当放上盖玻片后，平台与盖玻片之间距离（即高度）为  $0.1\text{mm}$ 。平台中心部分各以  $3\text{mm}$  长， $3\text{mm}$  宽精确划分为 9 个大方格，称为计数室（图 3-4），每个大方格面积为  $1\text{mm}^2$ ，体积为  $0.1\text{mm}^3$ 。四角的大方格，又各分为 16 个中方格，适用于白细胞计数。中央的大方格则由双线划分为 25 个中方格，每个中方格面积为  $0.04\text{mm}^2$ ，体积为  $0.004\text{mm}^3$ 。每个中方格又各分成 16 个小方格，适用于红细胞计数。

稀释后的血液滴入计数室前将表面皿摇振 1-2min。将盖玻片放在计数板正中，用小吸管吸取摇匀的稀释血液，将一小滴血液滴在盖玻片边缘的玻片上，使稀释血液借毛细管现象而自动流入计数室内。如滴入过多，溢出并流入两侧深槽内，使盖玻片浮起，体积改变，会影响计数结果，需用滤纸片把多余的溶液吸出，以深槽内没有溶液为宜。如滴入溶液过少，经多次充液，易造成气泡，应洗净计数室，干燥后重做。红细胞和白细胞的计数，各使用一计数室。

3. 计数血液稀释液滴入计数室后，须静置 2-3min，然后在低倍显微镜下计数。计数白细胞时，数四角 4 个大方格的白细胞总数；计数红细胞时，数中央大方格的四角的 4 个中方格和中央的一个中方格（共 5 个中方格）的红细胞总数。计数时应循一定的路径，对横跨刻度上的血细胞，依照“数上不数下，数左不数右”的原则进行计数（图 3-5）。计数白细胞时，如发现各大格的白细胞数目相差 8 个以上；计数红细胞时，如各中方格的红细胞数目相差 20 个以上，表示血细胞分布不均匀，必须把稀释液摇匀后重新计数。

### 4. 计算

白细胞数：将 4 个大方格内数得白细胞总数乘以 50，即得每  $\text{mm}^3$  血内的白细胞总数，因为：

(1) 稀释液  $0.38\text{ml}$  加入血  $20\text{mm}^3$  ( $1\text{ml}=1\text{cm}^3=1000\text{mm}^3$ , 故  $20\text{mm}^3=0.02\text{ml}$ )，使血液稀释 20 倍，换算成未稀释血时应乘以 20。

(2) 计数四角上 4 个大方格内的白细胞总数，其容积为  $1 \times 1 \times 0.1 \times$

$4=0.4\text{mm}^3$ 。换算成每  $\text{mm}^3$  时应乘以 2.5。这样把 4 个大方格内数得的白细胞总数乘以 50 (即  $20 \times 2.5=50$ ) 即为每  $\text{mm}^3$  血内的白细胞总数。

红细胞数：将中央大方格中的 5 个中方格内数得的红细胞总数乘以 10,000，即得每  $\text{mm}^3$  血内红细胞总数。因为：

(1) 稀释液 3.98ml 加入血  $20\text{mm}^3$  (即 0.02ml)，使血液稀释 200 倍，换算成未稀释血要乘以 200。

(2) 在计数室内只计数  $0.02\text{mm}^3$  (即 1 个中方格的容积为  $0.2 \times 0.2 \times 0.1=0.004\text{mm}^3$ ，5

个中方格的容积为  $0.004 \times 5=0.02\text{mm}^3$ )，换算成每  $\text{mm}^3$  时应乘以 50。

这样把 5 个中方格内数得的红细胞总数乘以 10,000 (即  $200 \times 50=10,000$ ) 即得每  $\text{mm}^3$  血液内的红细胞总数。

### 【思考题】

小结在操作过程中，哪些因素可能影响计数的准确性？

### 【附】

#### 一、仪器清洁法

1. 吸管洗涤法弃去吸管内的血液稀释液，然后重复吸入并吹出蒸馏水数次，再吸入与吹出 95%酒精一次，以洗去管内水分。最后吸入与吹出乙醚一次。注意：这些步骤都不应用口吹吸，而用泵抽吸。如吸管内存有血凝块，可置于 1%氨水中浸泡，待血块溶解脱落后再用流水清洗，并按上述步骤洗涤。

2. 计数板及盖玻片洗涤法计数完毕，应立即用清水冲洗、晾干，然后用擦镜纸擦干净。

#### 二、血细胞稀释液配制法

##### 1. 白细胞稀释液

冰醋酸 (破坏红细胞)	1.5ml
1%龙胆紫 (染白细胞核，便于计数)	1ml
蒸馏水加至	100ml

##### 2. 红细胞稀释液

NaCl (维持渗透压)	0.5g
$\text{Na}_2\text{SO}_4$ (使溶液比重增加，红细胞均匀分布不易下沉)	2.5g
$\text{HgCl}_2$ (固定红细胞并防腐)	0.25g
蒸馏水	加至 100ml

#### 三、红、白细胞计数专用吸管

这种吸管用于吸取血液并加以稀释，共有两支 (图 3-6)，分别用于红细胞和白细胞计数。在吸管的毛细管部分，两支均有 0.5 和 1 两个刻度。在膨大部分上端，两支吸管的刻度不同，用于红细胞计数者为 101，用于白细胞计数者为 11。刻度表示吸管各段的容积比例。在使用红细胞计数吸管时，如先吸取血液至刻度 0.5，再吸稀释液至 101，则血液被稀释 200 倍。在使用白细胞计数吸管时，如吸取血液至 0.5，再吸取稀释液至 11，则稀释 20 倍。如吸取血液至 1，则稀释倍数减半。吸管的膨大部分内有一粒小玻璃砂，供稀释血液时搅拌之用。



( 谢申玲 )

## 实验 17 出血时间及凝血时间的测定

### 【目的要求】

学习测定出血、凝血时间的方法。

### 【基本原理】

出血时间是指从出血时起至血液在创口停止流出时止所需的时间，用以检查凝血过程是否正常。凝血时间是指从血液流出体外时起至凝固时止所需的时间，用以检查血凝过程的快慢。

### 【实验器材】

刺血针、秒表、小滤纸条、酒精棉球、碘酒、毛细玻璃管（长约 10cm，内径 0.8-1.2mm）。

### 【方法与步骤】

1. 出血时的测定用酒精棉球将指尖皮肤消毒，再用无菌干棉球擦干。用刺血针穿刺手指约 2—3mm 深，让血流自然流出，勿用手挤压。从穿刺后开始每隔半分钟用滤纸吸去血滴一次（不要触及皮肤），直到血流停止，计数血滴可知出血时间。通常第一滴血血迹直径应在 1—2cm。此法正常值为 1—3min。

2. 凝血时的测定——毛细管法穿刺指尖，让血自然流出，擦去第一滴血。用毛细玻璃管吸取第二滴血，直至充满管腔为止，立即记录时间。每隔半分钟折断毛细玻璃管一小段，约 5—10mm，直至两段玻管之间有血丝连接时，表示血液已经凝固，此段时间即为凝血时间。正常值为 2—7min。

### 【注意事项】

测定时，最好将毛细管两端用胶泥封闭，置于 37℃ 水浴中，以保持温度恒定。

### 【思考题】

1. 血液从伤口流出，为什么会凝固？
2. 测定止血与凝血时间有何实际意义？

( 谢申玲 )

## 实验 18 ABO 血型鉴定

### 【目的要求】

1. 学习辨别血型的方法。
2. 观察红细胞凝集现象，掌握 ABO 血型鉴定的原理。

### 【基本原理】

血型是指红细胞的血型，是根据红细胞膜外表面存在的特异性抗原（镶嵌于红细胞膜上的糖蛋白和糖脂）来确定的，这种抗原或凝集原是由遗传决定的。抗体或凝集素存在于血清中，它与红细胞的不同抗原起反应，产生凝集，最后溶解，由于这种现象，临床上在输血前必须注意鉴定血型，以确保安全输血。通常输血反应中大多数注意 ABO 血型系统。

### 【实验器材】

显微镜、载玻片、刺血针、消毒牙签、A 型和 B 型标准血清、生理盐水、

酒精棉球。

#### 【方法与步骤】

1. 取一块清洁玻片，用蜡笔划上记号，左上角写 A 字，右上角写 B 字。
2. 用小滴管吸 A 型标准血清（抗 B）一滴加入左侧，用另一小滴管吸 B 型标准血清（抗 A）一滴加入右侧。
3. 穿刺手指取血，玻片的每侧各放入一小滴血，用牙签搅拌，使每侧抗血清和血液混和。每边用一支牙签，切勿混用。
4. 静置室温下 10—15min 后，观察有无凝集现象，假如只是 A 侧发生凝集，则血型为 B 型；若只是 B 侧凝集，则为 A 型；若两边均凝集，则为 AB 型；若两边均未发生凝集，则为 O 型（图 3-7）。这种凝集反应的强度因人而异，所以有时需借助显微镜才能确定是否出现凝集。

#### 【思考题】

1. 根据自己的血型，说明你能接受和输血给何种血型的人，为什么？
2. 如何区别血液的凝集与凝固，其机理是否一样？

（谢申玲）第四章 循环

### 实验 19 蛙类心搏过程的观察与描记

#### 【目的要求】

1. 学习暴露蛙类心脏的方法，熟悉心脏的结构。
2. 观察心脏各部分自动节律性活动的时相及频率。
3. 学习在体蛙类心脏活动的描记方法。

#### 【基本原理】

两栖类动物的心脏为两心房、一心室，心脏的起搏点是静脉窦。静脉窦的自动节律最高，心房次之，心室最低。正常情况下，心脏的活动节律服从静脉窦的节律，其活动顺序为：静脉窦、心房、心室。这种有节律的活动可以用机械方法或通过换能器记录下来，称为心搏曲线。

#### 【动物与器材】

蟾蜍或蛙、常用手术器械、蛙板、蛙腿固定夹、蛙心夹、记纹鼓与通用杠杆或记录仪与张力换能器、秒表、滴管、培养皿、棉线、任氏液。

#### 【方法与步骤】

1. 暴露心脏取蟾蜍一只，双毁髓后背位固定于蛙板上。左手持手术镊提起胸骨后方的皮肤，右手持金冠剪剪开一个小口，然后将剪刀由开口处伸入皮下，向左、右两侧下颌角方向剪开皮肤。将皮肤掀向头端，再用手术镊提起胸骨后方的腹肌，在腹肌上剪一口，将金冠剪紧贴胸壁伸入胸腔（勿伤及心脏和血管），沿皮肤切口方向剪开胸壁，剪断左右乌喙骨和锁骨，使创口呈一倒三角形。左手持眼科镊，提起心包膜。右手用眼科剪刀剪开心包膜，暴露心脏。

2. 观察心脏的结构从心脏的腹面（图 4-1）可看到一个心室，其上方有两个心房，房室之间有房室沟。心室右上方有一动脉圆锥，是动脉根部的膨大。动脉干向上分成左右两分支。用蛙心夹夹住少许心尖部肌肉，轻轻提起蛙心夹，将心脏倒吊，可以看到心脏背面有节律搏动的静脉窦（图 4-2）。在心房与静脉窦之间有一条白色半月形界线，称为窦房沟。前、后腔静脉与

左、右肝静脉的血液流入静脉窦。

3. 观察心搏过程仔细观察静脉窦、心房及心室收缩的顺序和频率。在主动脉干下方穿一条线，将心脏翻向头端，看准窦房沟，沿窦房沟作一结扎，称为斯氏第一结扎。观察心脏各部分搏动节律的变化，用秒表计数每分钟的搏动次数。待心房和心室恢复搏动后，计数其搏动频率。然后在房室交界处穿线，准确地结扎房室沟，称为斯氏第二结扎。待心室恢复搏动

后，计数每分钟心脏各部分的搏动次数。将记录填入表 4-1。

表 4-1 斯氏结扎记录表

项 目	频 率 (次 min)		
	静脉窦	心 房	心 室
对 照			
第一结扎			
第二结扎			

4. 记录心搏曲线按步骤 1 暴露另一只蟾蜍的心脏，用系线的蛙心夹夹住少许心尖部肌肉（图 4-2）。蛙心夹的系线与通用杠杆或张力换能器相连，用记纹鼓或记录仪记录心搏曲线（图 4-3）。仔细观察曲线各波与心脏各部位活动的关系。

**【思考题】**

1. 斯氏第一结扎后，房室搏动发生什么变化，为什么？
2. 斯氏第二结扎后，房室搏动频率有何不同，为什么？
3. 怎样证明两栖类心脏的起搏点是静脉窦？

（赵静）

## 实验 20 蛙类心脏机械活动与电活动的关系

**【目的要求】**

了解心脏的电活动与机械收缩活动的关系。

**【基本原理】**

心脏的收缩活动与心肌兴奋的产生、传导和恢复过程中的生物电变化是不同的两个生理过程。心脏的收缩活动可以通过心搏曲线记录下来，而心肌的生物电变化可以通过心电图表现出来。同时记录心脏的机械活动与电活动，可以清楚地观察到两个生理过程之间的联系。

**【动物与器材】**

蟾蜍或蛙、常用手术器械、蛙心夹、蛙板、记录仪（附有心电图机插件）、张力换能器、4 个金属针头、滴管、棉线、任氏液。

**【方法与步骤】**

1. 取一只蟾蜍或蛙，按实验 19 暴露心脏。用蛙心夹夹住心尖部，将蛙心夹上的系线绕过一个滑轮与张力换能器相连（心脏不离开胸腔，避免心室吊起来）。调节描记笔，记录心搏曲线。

2. 调节心电记录笔与心搏曲线记录笔在一条垂直线上，将导联线按规定（左上肢接黄色线，右上肢接红色线；左下肢接绿色线，右下肢接黑色线）

通过针头分别插入四肢皮下。打开心电图插板的开关，观察导联是否有心电信号。如果信号不大，可调节增益旋钮及心脏的位置，直到出现明显的心电信号。

注意：调节心脏部位时，必须先关闭记录笔，以免损坏仪器。3. 启动走纸开关，以 20mm/s 的速度记录心搏曲线与心电图（图 4-4）。

4. 仔细观察心电图的 P 波与心房收缩波、QRS 波群与心室收缩波在时间上有什么关系。

#### 【思考题】

1. 分析实验结果，说明为什么 P 波早于心房收缩波、QRS 波群早于心室收缩波？2. 根据学过的理论，说明心脏发生收缩反应之前的生理过程。

（赵静）

## 实验 21 蛙类心室的期外收缩与代偿间歇

#### 【目的要求】

1. 观察心室在收缩活动的不同时期对额外刺激的反应。
2. 了解心肌兴奋性的变化及代偿间歇的发生机理。

#### 【基本原理】

心肌的机能特征之一是具有较长的不应期，绝对不应期几乎占整个收缩期。在心室收缩期给以任何刺激，心室都不发生反应。在心室舒张期给以单个阈上刺激，则产生一次正常节律以外的收缩反应，称为期外收缩。当静脉窦传来的节律性兴奋恰好落在期外收缩的收缩期时，心室不再发生反应，须待静脉窦传来下一次兴奋才能发生收缩反应。因此，在期外收缩之后，就会出现一个较长时间的间歇期，称为代偿间歇。

#### 【动物与器材】

蟾蜍或蛙、常用手术器械、蛙板、蛙心夹、单电极或双电极、记纹鼓及通用杠杆或记录仪及张力换能器、刺激器或多用仪、橡皮泥或电极支架、滴管、任氏液

#### 【方法与步骤】

1. 将蟾蜍双毁髓后按实验 19 暴露心脏，背位固定于蛙板上。用系线的蛙心夹夹住少许心尖肌肉。将系线固定在通用杠杆上（图 4-5）。描记笔杆下方依次安装刺激标记和记时标记电磁标。3 支笔尖要在一条垂直线上。电极安放在心室外壁，使之既不影响心搏又能同心室紧密接触。用橡皮泥或电极支架固定电极柄。如果用单电极刺激，则将正极固定在心室壁上，无关电极夹在胸壁肌肉上。刺激电极与多用仪的刺激输出端相连，刺激电磁标和记时电磁标分别与多用仪的同名插孔相连。用记录仪记录时，蛙心夹上的系线与张力换能器相连。

2. 开动慢鼓，记录正常心搏曲线作为对照。

3. 选择刚能引起心室发生期外收缩的刺激强度（于心室舒张期调试），分别在心室收缩的收缩期和舒张期给予单个刺激，观察心搏曲线有无变化（图 4-6，4-7）。

4. 以同等刺激强度，分别在心室舒张的早期、中期和晚期给予单个刺激，

观察心搏曲线的变化。

**【思考题】**

1. 实验结果说明心肌的哪些生理特性？
2. 心肌的不应期较长有何生理意义？

(赵静)

## 实验 22 蛙类离体心脏灌流

**【目的要求】**

1. 学习斯氏或八木氏离体蛙心灌流法。
2. 观察  $\text{Na}^+$ 、 $\text{K}^+$ 、 $\text{Ca}^{2+}$  及肾上腺素、乙酰胆碱等对离体心脏活动的影响。

**【基本原理】**

心肌具有自动节律性收缩活动的特性，可用人工灌流的方法研究心脏活动的规律及其特点，还可通过改变灌流液的成分或加入某些药物来观察其对心脏活动的影响。

**【动物与器材】**

蟾蜍或蛙、蛙心套管（斯氏套管或八木氏套管）、常用手术器械、蛙心夹、套管夹、记纹鼓及通用杠杆或记录仪与张力换能器、万能滑轮、多用仪或刺激器、蜡盘、滴管、培养皿或小烧杯、任氏液、5%NaCl 溶液、2% $\text{CaCl}_2$  溶液、1%KCl 溶液、1 100000 肾上腺素溶液、1 1000000 乙酰胆碱溶液、300u/ml 肝素溶液。

**【方法与步骤】**

1. 离体蛙心的制备制备离体蛙心的方法有两种。

(1)斯氏蛙心插管法取一只蟾蜍或蛙，双毁髓后背位置于蜡盘中，按实验 19 暴露心脏。仔细识别心脏周围的大血管（参见图 4-1，4-2）。在左主动脉下方穿一线，距动脉圆锥 2-3mm 处结扎。再从左、右两主动脉下方穿一线，打一活结备用。左手提起左主动脉上的结扎线，右手用眼科剪在动脉圆锥前端，沿向心方向剪一斜口，然后将盛有少量任氏液（内加入一滴肝素抗凝）的斯氏蛙心套管由此开口处插入动脉圆锥（图 4-8）。当套管尖端到达动脉圆锥基部时，应将套管稍稍后退，使尖端向动脉圆锥的背部后方及心尖方向推进。经主动脉瓣插入心室腔内（于心室收缩时插入）。不可插得过深，以免心壁堵住套管下口。此时可见套管中液面随心脏搏动而上下移动，用滴管吸去套管中的血液，更换新鲜任氏液，提起备用线，将左、右主动脉连同插入的套管扎紧（不得漏液），再将结线固定在套管的小玻璃钩上。剪断结扎线上方的血管。轻轻提起套管和心脏，在心脏下方绕一线，将左右肺静脉、前后腔静脉一起结扎，注意保留静脉窦与心脏的联系，切勿损伤静脉窦，于结扎线的外侧剪去所有牵连的组织，将心脏离体。用任氏液反复冲洗心室内余血，使灌流液不再有血液。保持套管内液面高度恒定（1.5—2cm），即可进行实验。

(2)八木氏蛙心插管法取一只蟾蜍或蛙，同上法暴露心脏。于左主动脉下方穿一线，再用蛙心夹夹住心尖，使心脏轻轻吊起（参见图 4-2），将线向后绕过左、右前腔静脉，左、右肺静脉及右主动脉支，结扎后剪断，也可分

别结扎。再将心脏翻向头端，用线结扎右肝静脉及后腔静脉（勿伤静脉窦），剪断。于左肝静脉下方穿一线，打一活结备用，用眼科剪沿向心

方向剪一斜口，将装有灌流液的八木氏静脉套管从开口处插入肝静脉（尖端勿伤静脉窦）。若套管插入静脉，则心脏的颜色变浅，此时可继续加入灌流液。将心脏内余血冲洗干净，然后扎紧静脉套管（图 4-9）。

在左主动脉下方穿一条线，先用眼科剪将动脉剪一小口，再将动脉套管沿向心方向插入动脉（尖端不深入动脉圆锥），此时可见套管中有灌流液流出，随即扎紧套管，剪断左主动脉及左肝静脉，使心脏完全离体。将套管稳妥地固定在灌流支架上，调节两个套管的方向，使灌流液在心缩时能畅通地搏出心室，从动脉套管流出，即可进行实验

2. 将插好离体心脏的套管固定在支架上，用蛙心夹夹住心尖（不可夹得过多，以免漏液）。用记纹鼓记录时，将蛙心夹上的系线与通用杠杆相连（图 4-10），调节心搏曲线记录、刺激及计时电磁标三只笔尖与记纹鼓面需接触良好。如用记录仪描记，则将蛙心夹上的系线绕过一个滑轮与张力换能器相连（图 4-11）。注意：勿使灌流液滴到换能器上。

### 3. 实验观察

(1) 开动慢鼓记录正常心搏曲线。

(2) 向套管内加 2—6 滴 5%NaCl 溶液，用电磁标作好加药标记，观察心搏曲线的频率及振幅的变化。当曲线出现明显变化时，立即吸去套管中的灌流液（作好冲洗标记），用新鲜任氏液清洗 2—3 次，待心搏恢复正常。

(3) 向套管内加入 1 滴 2%CaCl<sub>2</sub> 溶液，观察并记录心搏曲线的变化。当出现明显变化时，立即更换任氏液（方法同上），待心搏恢复正常。

(4) 向套管中加 1 - 2 滴 1%KCl 溶液，记录心搏曲线的变化。当心搏曲线变化时，立即同(2)法更换灌流液，待心搏恢复。

(5) 同(2)法记录套管中加入 1—2 滴 1 : 100000 肾上腺素溶液后心搏曲线的变化。(6) 同(2)法记录套管中加入 1—2 滴 1 : 1000000 乙酰胆碱溶液后心搏的变化。4. 将心脏搏动变化的情况填入表 4-2。

表 4-2 几种离子及药物对离体心脏活动的影响

实验项目	心率(次 30 <sup>s</sup> )	振幅(mm)	基线变化	其它
Na <sup>+</sup>	对照			
	给药			
Ca <sup>2+</sup>	对照			
	给药			
K <sup>+</sup>	对照			
	给药			
肾上腺素	对照			
	给药			
乙酰胆碱	对照			
	给药			

### 【思考题】

1. 此实验说明心肌有哪些生理特性？
2. 以本实验为例说明内环境相对恒定的重要意义。
3. 各种离子和药物对心搏有何影响，为什么？

(赵静)

## 实验 23 蛙类心脏的神经支配

### 【目的要求】

1. 了解蛙或蟾蜍心脏的神经支配。
2. 观察迷走交感神经干对心脏活动的影响。

### 【基本原理】

蛙和蟾蜍的心脏受迷走神经和心交感神经的双重支配。它们的迷走神经和颈交感神经混合成一个神经干，称迷走交感神经干(图 4-12)。在正常情况下，迷走神经兴奋时，心脏搏动减弱减慢，交感神经兴奋时，心脏搏动增强加快。由于迷走神经的兴奋性较高，因而低频、低强度电刺激迷走交感干时，多产生迷走效应；高频、高强度刺激时，易产生交感效应；中等频率和强度的刺激，往往表现为先迷走后交感的双重效应。若在心脏处滴加阿托品，可封闭迷走神经对心脏的影响，而表现为单纯的交感效应。

### 【动物与器材】

蟾蜍或蛙、常用手术器械、蛙板、蜡盘、蛙心夹、通用杠杆或张力换能器记纹鼓或记录仪、保护电极、刺激器、电磁标、任氏液、1%阿托品。

### 【方法与步骤】

1. 取蟾蜍或蛙一只，双毁髓后背位固定在蛙板或蜡盘上。在一侧下颌角与前肢之间剪开皮肤，分离深部的结缔组织后，可以看到一条长形的提肩胛肌，切断此肌即能看到一血管神经束，其中含有皮动脉、颈静脉和迷走交感神经干(图 4-12)，该神经干中包含出入延髓的迷走神经和从第 4 交感神经节发出的交感神经。分开血管神经束，用玻璃解剖针提起迷走交感干，穿线备用。

2. 自剑突剪开胸骨柄, 暴露心脏, 剪开心包膜, 用蛙心夹夹住心尖, 连接描记杠杆。调整描记笔尖, 用电磁标记记录刺激标记, 两笔尖应在同一直线上垂直。保护电极仔细地安放在迷走交感神经干上。

3. 开动慢鼓, 描记一段正常心搏曲线, 然后用连续脉冲刺激迷走交感神经干 10s, 观察和记录心搏活动的变化(图 4-13)。用连续感应电震刺激, 也得到同样效应, 都表现为心搏停止的迷走神经效应, 然后为心搏动增强的交感神经效应。

4. 在静脉窦和心房部位加 1%阿托品溶液 2—3 滴。5min 后, 再用原刺激强度刺激神经干, 观察并记录心搏活动的变化。这时由于阿托品封闭迷走神经对心脏的作用, 迷走效应不会出现, 而表现单纯的交感效应。

#### 【注意事项】

1. 神经周围的组织液需用棉球吸干, 以防短路或电流扩散。
2. 每次刺激的时间不能过长, 两次刺激之间必须间隔 3—5min, 以防损伤神经。
3. 须常用任氏液湿润神经和心脏, 以防组织干燥而失去生理机能。
4. 交感神经和迷走神经的效应往往随季节、气温和动物个体而变化, 在实验过程中需灵活掌握。

A. 记录仪记录; B. 记纹鼓记录(刺激频率: 10 次/min、强度 10V)

#### 【思考题】

1. 刺激迷走交感神经干时, 为什么只显示出迷走效应? 在心脏滴加阿托品, 心搏为什么发生改变? 其机理是什么?
2. 试设计一种单纯刺激迷走神经和单纯刺激心交感神经的实验。  
(谢申玲朱逸仁)

## 实验 24 家兔动脉血压的神经、体液调节

#### 【目的要求】

1. 学习直接测定和记录家兔动脉血压的急性实验方法。
2. 观察某些神经、体液因素对心血管活动的影响。

#### 【基本原理】

在正常生理情况下, 人和高等动物的动脉血压是相对稳定的。这种相对稳定性是通过神经和体液因素的调节而实现的, 其中以颈动脉窦-主动脉弓减压反射尤为重要。此反射既可在血压升高时降压, 又可在血压降低时升压, 故有血压缓冲反射之称。家兔的减压神经在解剖上独成一支, 易于分离和观察其作用, 为实验提供了有利条件。

本实验是应用液导系统直接测定动脉血压的。即由动脉套管、输液管及水银检压计相互连通, 其内充满抗凝液体, 构成液导系统。将动脉套管插入动脉内, 动脉内的压力及其变化, 可通过密闭的液导系统传递压力, 反映在水银检压计上, 由水银面的上下活动记录血压波动曲线。此外, 也可通过压力换能器将压力变化转换为电信号, 间接地用生理记录仪记录。

#### 【动物与器材】

家兔、手术台、常用手术器械、止血钳、眼科剪、电动双记纹鼓与杠杆



或生理记录仪与压力换能器、电子刺激器或生理多用仪、电磁标、双凹夹、气管插管、动脉套管、动脉夹、水银检压计、水银、保护电极、照明灯、纱布、棉球、丝线、注射器、生理盐水、3.8%柠檬酸钠、20%氨基甲酸乙酯、肝素(300单位/ml)、肾上腺素(1:10000)、乙酰胆碱(1:10000)。

### 【方法与步骤】

#### 1. 实验装置

##### (1) 水银检压计法记录血压的实验装置

1) 水银检压计是一个有刻度标记的“U”形玻璃管(图4-14)，管内装有水银。在管的一端水银面上加一浮标。浮标上有伸出管外的铝丝，铝丝上垂直装置杠杆与笔尖。管的另一端有两个侧管：下侧管通过输液管连接塑料三通管，再连动脉套管；上侧管供制压时排除管内空气使用。当动脉套管插入动脉后，其压力变化使水银面及浮标上下活动。笔尖便在鼓面上记录出压力曲线。

按图4-14装好水银检压计与两个电磁标，上电磁标连电子刺激器，作刺激记录；下电磁标接计时装置，作时间记录。注意：水银检压计之零点应与心脏在同一水平；三只笔尖应在同一垂直线上；水银检压计在零位时，其笔尖应与作刺激记录的电磁标笔尖重叠于一点，这样，刺激记录的基线即代表血压的零线。

2) 水银检压计制压法将水银检压计下侧管与动脉套管之间的塑料三通管侧管接到装满柠檬酸钠溶液的注射器(如使免肝素化，可用生理溶液代替柠檬酸钠溶液)。用止血钳先夹闭动脉套管侧的乳胶管，将柠檬酸钠溶液注入管内，从水银检压计上侧管彻底驱出管道内的气泡，然后夹闭上侧管。继续向管内推注溶液，使水银面上升至100—120mm刻度处，立即用另一止血钳夹闭检压计侧的乳胶管，取下前一止血钳，同样将溶液注入管内，使动脉套管内无气泡残留。最后夹闭塑料三通管的中间侧管，取下注射器。

##### (2) 压力换能器记录血压的实验装置

按图4-15连接压力换能器-生理记录仪和刺激器。注意：压力换能器的位置应大致与动物心脏在同一水平面。换能器的一端连生理记录仪的输入端，另一端有两个伸向外端的小管，分别与两个三通管相连。三通管A作注石蜡油和定零位用。三通管B的两个接头分别与动脉套管与注射器相连。在插入颈总动脉之前，需旋动B上的开关，用注射器将肝素注入动脉套管，然后关闭三通管B。

调零与定标：接通生理记录仪电源，开启后级放大器开关，调节“调零”旋钮，使描笔移至水平位置，以此作为零线。拨通血压放大器的“输出”开关，再将描笔调至零线。开启“测量”开关。旋动三通管A，使换能器与大气相通，如描笔移位，调节换能器的“调零”装置，使描笔“回零”。将校对的选择开关拨至100mmHg，将灵敏度旋钮调至50，按下“校对”按钮，检查描笔是否向上移动2cm。定标完毕，关闭三通管A。

连接记录仪的“外接标记”与刺激器的“连续”插孔，将保护电极连至刺激器的“输出”插孔，此时如开启刺激器，记录仪便可作出同步刺激标记。最后调节时间标记(10s)和走纸速度(0.5或1mm/s)。

#### 2. 手术过程

### (1)术前准备

1)麻醉取家兔一只，称重，耳缘静脉缓慢注射 20%氨基甲酸乙酯（1g/kg 体重）进行麻醉。注射时速度要慢，并注意观察动物情况。当动物四肢松软，呼吸变深变慢，角膜反射迟钝时，表明动物已被麻醉，即可停止注射。

2)固定与剪毛将动物背位固定于手术台上，用剪毛剪将颈部手术野的被毛剪去，即可进行手术。

### (2)手术

1)在紧靠喉头下缘，沿颈部正中中线作一长约 5—7cm 的皮肤切口，用止血钳分离皮下结缔组织，首先看到胸锁乳突肌。再向下分离，便露出胸骨甲状肌和紧贴于气管上的胸骨舌骨肌。

2)气管切开术用止血钳由正中中线将胸骨舌骨肌分离，暴露出气管（图 4-16）。于已暴露的气管下面用镊子穿一丝线，打一活结。在喉头下 2—3cm 处的气管上作一“T”形切口，将与气管口径相近的气管插管向心方向插入气管中用线结扎，并将余线固定于气管插管的分叉处，以防气管插管松脱。

3)颈部神经血管分离术在颈部，神经与颈总动脉被结缔组织膜束在一起，形成血管神经束，位于气管外侧，其腹面被胸骨舌骨肌和胸骨甲状肌所覆盖。用止血钳分离上述肌肉之间的结缔组织，后用左手拇指和食指轻轻摄住分离的肌肉和皮肤，稍向外翻，即可将血管神经束翻于食指之上，然后用弯头止血钳分离颈总动脉外的结缔组织膜，将动脉分离约 4cm 长，即可穿线备用。注意：在分离及穿线时，切勿伤及其下的神经；在颈动脉近甲状腺处有甲状腺前动脉，分离时应稍靠其下，以免损伤。用同样方法分离另一侧颈总动脉，穿线备用。

轻轻提起右侧颈总动脉下的备用线，即可清楚看到 3 条粗细不同的神经（图 4-17）：迷走神经最粗，呈白色，一般位于外侧，易于识别；交感神经较细，但较减压神经稍粗，略呈灰色，一般位于内侧；减压神经最细，呈白色，一般位于迷走和交感神经之间。识别准确后，用玻璃解剖针沿纵向小心分离其外的结缔组织膜，一般先分离减压神经，然后再分离交感神经和迷走神经。神经由周围组织中分离出 2cm 即可穿线备用。

需要说明的是，上面对家兔颈部神经位置的描述是属于正常的解剖位置，由于家兔品种不同，个体的差异，常可发现 3 条神经的解剖位置有较大的变异。图 4-18 示家兔减压神经的 5 种变异类型：减压神经外侧位型，位于迷走神经之外侧；减压神经两分支型（如图所示又有两种情况）：减压-迷走神经干型；减压神经内侧位型，位于交感神经之内侧；减压-交感神经干型。由于这些变异类型的存在，在基本确定 3 条神经之后，可根据刺激神经时的瞳孔反应、耳血管网的数目和充血情况以及对血压的影响加以验证。

4)动脉套管插入法首先从耳缘静脉注入肝素（300 单位/kg 体重）以防凝血，而后插入动脉套管（图 4-19）

在分离出来的右侧颈总动脉的远心端处（尽可能靠头端），用丝线将动脉结扎。在颈总动脉之近心端处（尽可能靠心端），用动脉夹将动脉夹住。于两者之间另穿一线，打一活结（图 4-19A）。在紧靠结扎处的稍后方用锐利的眼科剪在动脉上沿向心方向作一斜形切口（注意：不可只剪开外膜，也

切勿将整个动脉剪断，切口大小约为管径的一半)。将准备好的动脉套管由切口插入动脉管内，用备用线将套管尖端固定于动脉管内，并将余线结扎于套管的侧管上，以免滑脱。注意：套管应与血管方向一致，且将套管放置稳妥，以防扭转或套管尖端刺破动脉管壁(图 4-19B)。

3. 实验观察在实验装置准备妥当、手术完毕以后，慢慢放松动脉夹，即可见有少量血液自颈总动脉冲向动脉套管。然后慢慢取下通向水银检压计的止血钳，此时检压计浮标的笔尖开始上下移动，随后可按以下实验项目进行观察。

(1)记录正常血压曲线开动电动记纹鼓或生理记录仪，描记一段正常血压曲线。识别一级波(心波)与二级波(呼吸波)。

(2)提起另一侧颈总动脉的备用线，以动脉夹夹闭 10—15s。观察记录血压之变化，分析其原因。

(3)用手指压迫另一侧颈内动脉和颈外动脉分叉处，血压有何变化，为什么？

(4)刺激减压神经用中等强度的电刺激通过保护电极刺激另一侧减压神经，血压有何变化？然后进行双结扎，切断之。以同样强度的电流依次刺激减压神经的中枢端和外周端，观察记录血压变化，分析其变化是怎样引起的。

(5)用同样强度的电流刺激另一侧迷走神经，血压有何变化？在双结扎后切断，分别刺激其外周端与中枢端，观察记录血压变化，阐述其原因。

(6)耳缘静脉注入肾上腺素 0.2—0.3ml，血压有何变化，为什么？

(7)耳缘静脉注入乙酰胆碱 0.2—0.3ml，血压有何变化，为什么？

(8)窒息对血压的影响夹闭气管插管 10s，观察记录血压变化，分析其可能的原因。

按实验观察的项目，将每一步骤的实验结果填入表 4-3，并分析其机制。

表 4—3 兔血压实验记录表

实验观察项目	实验前血压(mmHg)	实验时血压(mmHg)
夹闭另侧颈总动脉		
按压颈内、外动脉交叉处		
刺激减压神经		
刺激减压神经中枢端		
刺激减压神经外周端		
刺激迷走神经		
刺激迷走神经中枢端		
刺激迷走神经外周端		
注射肾上腺素		
注射乙酰胆碱		
闭塞气管插管		

**【注意事项】**

除文中已提及的注意事项外，在实验过程中还须注意：

1. 一项实验后, 须待血压基本恢复后再进行下一项实验。
2. 随时注意动脉套管的位置, 特别是动物挣扎时, 避免扭转而阻塞血流或戳穿血管。
3. 随时注意动物麻醉深度, 如实验时间过长, 动物经常挣扎, 可补注少量麻醉剂。
4. 注意保温: 深度麻醉可使外周血管扩张, 冬季保温不好常引起动物死亡。
5. 血液凝固的处理一般血凝易发生在动脉套管的尖端。在轻度凝血时, 可用止血钳夹闭动脉套管远端的乳胶管, 而后双手挤压管壁, 可将套管内的小血块压出。在凝血严重时, 首先应用动脉夹夹闭动脉套管近心端的动脉, 而后剪开结扎线, 取下套管进行清洗。在补注少量肝素以后, 再插入动脉套管。

#### 【思考题】

1. 为什么水银检压计的零位必须与兔心在同一水平上?
2. 水银检压计为什么有两个侧管? 为什么实验前必须制压? 不制压或制压过高将会产生什么结果?
3. 你所解剖的家兔颈部迷走、交感和减压神经的位置是否正常? 如有变异, 试绘一简图表示。
4. 根据实验内容, 小结在正常情况下, 家兔动脉血压的神经和体液调节。  
(解景田)

## 实验 25 人体动脉血压的测定及其影响因素

#### 【目的要求】

1. 学习并掌握人体间接测压法的原理和方法。
2. 观察在正常情况下, 某些因素对动脉血压的影响。

#### 【基本原理】

测定人体动脉血压最常用的方法是间接测压法, 是使用血压计在动脉外加压, 根据血管音的变化来测量动脉血压的。通常血液在血管内流动时并没有声音, 但如给血管以压力而使血管变窄形成血液涡流时则可发生声音(血管音)。用压脉带(图 4-20)在上臂给肱动脉加压, 当外加压力超过动脉的收缩压时, 动脉血流完全被阻断, 此时用听诊器在肱动脉处听不到任何声音。如外加压力低于动脉内的收缩压而高于舒张压时, 则心脏收缩时, 动脉内有血流通过, 舒张时则无, 血液断续地通过血管, 形成涡流而发出声音。当外加压力等于或小于舒张压时, 则血管内的血流连续通过, 所发出的音调突然降低或声音消失, 故恰好可以完全阻断血流所必须的最小管外压力(即发生第一次声音时)相当于收缩压。在心舒张时有少许血流通过的最大管外压力(即音调突然降低时)相当于舒张压。

由前一实验可知, 在正常情况下, 人或哺乳动物的血压是通过神经和体液调节而保持其相对的稳定性。但是血压的稳定是动态的, 是在不断地变化和调节中得到的, 不是静止不变的。人体的体位、运动、呼吸以及温度等因素对血压均有一定影响。

#### 【实验器材】

血压计、听诊器、冰水。

### 【方法与步骤】

1. 受试者脱左臂衣袖，静坐 5min。
2. 松开打气球上的螺丝，将压脉带内的空气完全放出，再将螺丝扭紧。
3. 将压脉带裹于左上臂，其下缘应在肘关节上约 3cm 处，松紧应适宜。受试者手掌向上平放于台上，压脉带应与心脏同一水平（图 4-20）。

4. 在肘窝部找到动脉搏动处，左手持听诊器的胸具置于其上。注意：不可用力下压。

5. 听取血管音变化右手持打气球，向压脉带打气加压，此时注意倾听声音变化，在声音消失后再加压 30mmHg，然后扭开打气球之螺丝，缓慢放气（切勿过快），此时可听到血管音的一系列变化，声音从无到有，由低而高，而后突然变低，最后完全消失。然后扭紧打气球螺丝继续打气加压，反复听取声音变化 2—3 次。

6. 测量动脉血压重复上一操作，同时注意检压计之水银柱和声音变化。在徐徐放气减压时，第一次听到血管音的水银柱高度即代表收缩压。在血管音突然由强变弱时的水银柱高度即代表舒张压，记下测定数值后，将压脉带内的空气放尽，使压力降至零。再重测 1 次后，将测定值填入表 4-4 内。

7. 体位对血压的影响体位改变反映重力对血液的影响发生变化，通过对血压的调节，保持适宜的器官血流量。

- (1) 受试者仰卧于实验台上，休息 5min 后测量其血压。

- (2) 受试者取立正姿势 15min，其间每隔 5min 测量血压一次，并将测量数值记入表 4-4。

8. 呼吸对血压的影响

- (1) 向压脉带内打气加压后，徐徐放气到听见收缩压的血管音为止，扭紧打气球螺丝。让受试者作缓慢的深呼吸 1min，而后即刻测量其血压。

- (2) 让受试者作一次深吸气后紧闭声门，对膈肌和腹肌施以适当的压力，在可能坚持的时间内测量其血压，并将数值填入表 4-4。

9. 运动对血压的影响让受试者作原地蹲起运动，1min 内完成 30 次，共做 2min。运动后立即坐下，30s 测量血压一次，直至血压恢复正常。精确记录每次测量血压的时间，画出血压恢复过程与时间的函数关系曲线，并将变化最大的血压数值记入表 4-4。

10. 冷刺激对血压的影响受试者取坐位，测量其血压。令受试者的手浸入 4℃ 左右的冷水中至腕部以上。经 30—60s 后测量血压，并记入表 4-4。如果血压上升低于 22mmHg，则说明受试者为反应低下者。

表 4-4 人体血压记录表

观察项目	血压(mmHg)		
	收缩压	舒张压	
实验前(坐位)			
	仰卧		
	站立		
	深呼吸		
	深呼吸后紧闭声门		
手浸入冷水中			

实验结束后，分男、女两组，将每人运动前、后的收缩压与舒张压填于黑板上的表中。参考附录三，分别求出男生组、女生组运动前、后收缩压与舒张压的均数和标准差，并根据不同的公式进行男、女两组间和运动前、后收缩压、舒张压变化的 t-检验，查出 P 值，看男、女两组和运动前、后血压的变化有无显著意义。有条件的实验室，可将附录三中提供的程序输入苹果型计算机，而后选择所需要的程序进行运算。

#### 【注意事项】

1. 测压时室内须保持安静，以利听诊。
2. 戴听诊器时，务使耳具的弯曲方向与外耳道一致，即接耳的弯曲端向前。
3. 压脉带裹绕要松紧适宜，并与心脏同一水平。
4. 重复测压时，须将压脉带内空气放尽，使压力降至零位，而后再加压测量。

#### 【思考题】

1. 根据血压测定的原理，试考虑用触诊法能否测出收缩压，为什么？
2. 体位和呼吸改变后，血压有何变化？为什么？
3. 根据生物统计结果，男、女两组，运动前、后血压的改变有无显著性差异？为什么？

#### 【附】电子血压计测压法

##### 【目的要求】

了解电子血压计测量动脉血压的原理和方法。

##### 【基本原理】

人体动脉血压的测定除常规使用的血压计以外，尚有多种应用换能器来测定血压的装置，国产 DX-2 型电子血压计即为其中的一种。

电子血压计测压的基本方法和原理与一般血压计大体相同，所不同的是用微音器代替听诊器检拾血管音，再通过换能，将血管音转变为闪光，根据闪光来测定血压。即将压脉带内的微音器置于肱动脉处，当外加压力低于收缩压高于舒张压而发生血管音时，微音器检拾血管音，经电子线路换能，将血管音转换为指示灯的闪光，此第一次发出闪光的血压表指示，即为收缩压。当外加压力等于或小于舒张压时，血管音音调发生突然降低或消失，此时指示灯最后一次闪光的血压表指示即为舒张压。

##### 【实验器材】

DX-2 型电子血压计。

##### 【方法与步骤】

1. 仪器准备将压脉带上的气管插头和微音器插头分别插入仪器的“气

孔”插座和“微音器”插孔内，然后打开“电源”开关，电压指示表指针偏转至 8V 以上（小于 8V 者应更换电池）。

2. 将放尽空气的压脉带裹于受试者的左上臂，松紧适中，注意压脉带内的微音器应置于肘窝部肱动脉搏动明显处，否则影响测量结果。

3. 用打气球向压脉带内打气加压，血压表指针偏转。在指示灯闪光停止后再加压 20—30mmHg。

4. 微微放松打气球之螺丝，使压力徐徐下降，同时观察指示灯闪光和血压表的指示。第一次闪光时血压表的指示值即为收缩压。再继续减压，指示灯随心脏的活动而有节律地闪光，最后一次闪光时血压表的指示值即为舒张压。

5. 测定完毕后关闭电源，拔出气管插头和微音器插头。

#### 【注意事项】

1. 电压表指示小于 8V 时，应更换电池或外接电源，否则不能正确测量。外接电源要求 9V 直流电，使用时，插头的白线接正极，黑线接负极。然后插入仪器“外电源”插孔。

2. 注意保护压脉带内的微音器，务使不受强烈冲击与振动。

3. 测压时，务使微音器置于肘窝内肱动脉搏动明显处，否则测量精度将受影响。如位置正确仍无指示灯闪光，可将“灵敏度”开关置于高档（向上），再行测量。

4. 打气加压时，切勿超过 300mmHg，以免压力表内元件超过弹性限度，影响准确性。放气减压时应力求缓慢平稳，减压速率应小于 5mmHg/s，否则会造成较大的误差。

（解景田）

## 实验 26 鸟类动脉血压的测定

#### 【目的要求】

学习鸟类的直接测压法及在不同因素作用下对血压的影响。

#### 【基本原理】

采用“液导系统”直接测定鸟类的动脉血压，其原理与实验 24 相同。

#### 【动物与器材】

1. 动物可选用鸭、鸡、鹅等。

2. 动脉套管用于鸟类的动脉套管可分为单口颈套管和双口颈套管。套管为圆柱型，长约 1.9—2cm。连通水银检压计或压力换能器的管颈直径约 2.5—3mm，套管的粗直径约 1 - 1.3cm，插入动脉血管的嘴口直径为 1.5mm 长约 2.5mm（图 4-21）。大型鸟亦可用一般常用的动脉套管。

3. 水银检压计与哺乳动物所用的相同，仅将 U 型管直径略加缩小（2.5—3mm）即可。

4. 其它常用手术器械、鸟头固定夹、鸟体固定台（图 4 - 22）、注射器、25%氨基甲酸乙酯溶液、任氏液、手术用线、纱布、肝素（300 单位/ml）、肾上腺素溶液（1 : 10000）。

#### 【方法与步骤】

1. 鸟体麻醉和固定取一只鸭、鸡或鹅，称重，将 25%氨基甲酸乙酯溶液按 3.5—4ml/kg 体重的比例作腹腔内注射，待 15min 麻醉奏效后，将鸟体背位或侧卧位固定，并将股部羽毛剪去。

2. 分离右股动脉先用手摸出股二头肌和股肌膜张肌的肌间沟，用镊子捏住股部皮肤，沿肌间沟切开皮肤 3—4cm 再用止血钳分离肌间沟的结缔组织。在约 1cm 深处可看到纵行的股动脉、股静脉及与其相并行的坐骨神经（图 4-23）。用神经分离镊轻轻分离出股动脉，在其下面穿线提起股动脉。在分离股动脉周围的结缔组织时，应注意股动脉上呈横向走行的小动脉分支，不能将其拉断和碰破，最好用零号线将小分支动脉结扎切断，以防止因拉断而流失大量血液。

3. 分离两侧迷走神经从喉下部 2cm 处沿正中线切开皮肤，分离胸舌骨肌，再沿气管侧壁分离其周围的结缔组织。在已暴露的颈部气管两侧可见到薄而透明的结缔组织中有一根较粗的白色神经即是迷走神经。用玻璃解剖针细致地分离出长约 2—2.5cm，用小棉球沾温任氏液湿润神经以防干燥。在迷走神经下穿一线以备刺激神经时用（图 4-24）。

4. 动脉套管的插入用 1 号线将分离出来的右侧股动脉靠远心端结扎，在近心侧用尖端套有薄乳胶管的动脉夹夹住股动脉，在动脉下再穿一条线作为结扎插入的套管用。插入套管前，用小手指从股动脉下面轻轻托起，用眼科剪在动脉上作一 1/3 周的剪口、将装有肝素的动脉套管插入、用线结扎并固定。

#### 5. 实验项目

- (1) 正常血压和呼吸曲线的记录。
- (2) 刺激迷走神经的效果。
- (3) 夹闭颈总动脉时的血压变化
- (4) 注入肾上腺素溶液（1:10000）对血压的影响。
- (5) 放血与输液对血压的影响。
- (6) 呼吸与血压相关的记录（图 4-25）。

#### 【思考题】

1. 说明迷走神经、肾上腺素对鸟类动脉血压的作用。2. 试比较某些神经、体液因素对哺乳类和鸟类血压作用的异同。

### 实验 27 颈动脉窦减压反射

#### 【目的要求】

1. 学习游离颈动脉窦的方法。
2. 观察窦内压升高所引起的减压反射。

#### 【基本原理】

颈动脉窦和主动脉弓是减压反射的感受器，如果将颈动脉窦游离出来，不参与血液循环，仅保留神经的联系，则可通过人工灌流的方法以改变窦内压力作为刺激，观察减压反射。

#### 【动物与器材】

家兔、常用手术器械、止血钳（6 把）、动脉夹、记纹鼓或记录仪、电



磁标、水银检压计（2支）、20ml注射器、气管插管、动脉套管及导管、三通管、生理盐水、20%氨基甲酸乙酯溶液、300u/ml肝素溶液、2%普鲁卡因溶液。

#### 【方法与步骤】

1. 手术按常规麻醉动物后背位固定于兔手术台上。切开颈部皮肤，分离气管并插入气管插管（按实验24方法）。分离右侧颈总动脉直到颈内、外动脉分叉处（参见图4-17）。在颈动脉窦头端用线结扎颈内动脉，颈外动脉自基部结扎。在同侧颈总动脉中部进行双结扎后从中间剪断。颈总动脉的近心端插入动脉套管并连接水银检压计（按实验24方法），记录动脉血压；其远心端插入另一支动脉套管，经三通管与另一水银检压计相连。用注射器通过三通可向窦内注入生理盐水，同时观察检压计，记录所加压力的大小（管道内充满生理盐水）。分离左侧颈总动脉，穿线备用。

2. 安装记纹鼓或记录仪，自上而下将血压记录、窦内压记录及刺激标记三只笔尖对齐，并使之密切接触鼓面。记录正常血压曲线。

#### 3. 实验观察

(1) 提起左侧颈总动脉，用动脉夹阻断血流，记录血压变化。待出现明显变化后，移去动脉夹，记录血压变化。

(2) 用注射器增加右侧窦内压力，记录血压变化与加压数值（每次加压20mmHg），找出压力变化最敏感的范围。

(3) 用2%普鲁卡因溶液浸润颈动脉窦区，3—5min后，再增加窦内压力，记录血压变化。

将实验结果填入表4-5。

分析各项结果，找出动脉窦最敏感的压力变化范围。

#### 【思考题】

1. 颈动脉窦加压为什么会使血压升高。
2. 普鲁卡因处理后，窦内加压时有何变化？为什么？
3. 讨论减压反射的生理意义。

表4-5 家兔动脉窦加压对血压的影响

实验观察		实验前血压(mmHg)	实验时血压(mmHg)
正常血压(mmHg)			
阻断左侧颈总动脉血流			
窦内加压 mmHg	1		
	2		
	3		
	4		
	5		
	6		
	7		
	8		
普鲁卡因处理后窦内加压	1		
	2		
	3		
	4		
	5		
	6		
	7		
	8		

(赵静)

## 实验 28 蛙类毛细血管血液循环的观察

### 【目的要求】

1. 观察各种血管内血液流动的特点
2. 了解某些药物对血管舒、缩活动的影响。

### 【基本原理】

蛙类的肠系膜及膀胱壁很薄，在显微镜下可以直接观察其血液循环。根据血管口径的粗细、管壁的厚度、分支的情况和血流的方向等可以区分动脉、静脉和毛细血管。

### 【动物与器材】

蟾蜍或蛙、常用手术器械、显微镜、玻璃板或载玻片、塑料环或玻璃环（直径 7—8mm、高 3—4mm、边缘光滑）、或蛙循环板（带孔的薄木板、孔直径 2.5—3cm）、2ml 注射器、滴管、20%氨基甲酸乙酯、组织胺（1:10000）、去甲肾上腺素（1:100000）、任氏液。黄蜡油或 502 胶。

### 【方法与步骤】

1. 取蟾蜍或蛙一只，称重后于皮下后淋巴心注入 20%氨基甲酸乙酯（3mg/g 体重）麻醉（图 4-26）。

2. 观察血液循环的方法有两种

(1) 先将塑料环或玻璃环一端的边缘涂上少许黄蜡油，粘附在干净的玻璃板上（如用 502 胶把小环固定在玻璃上更好），环内加几滴任氏液。再将麻

醉的蟾蜍背位置于玻璃板上，使右侧面紧靠小环。用手术镊轻轻提起右侧腹壁，再用手术剪在腹壁上剪一长约 1cm 的纵向开口。轻轻拉出小肠袢，将肠系膜平铺在小环上(勿拉破系膜)。在显微镜下可观察肠系膜的血液循环(图 4-27)。

(2)将麻醉的蟾蜍背位置于蛙循环板上，使腹部靠近循环板孔，再将载玻片的一端靠腹部并盖在循环板孔上(图-28)。用手术镊提起靠近循环板侧的腹部皮肤，按纵向剪开皮肤，切口约长 1.5cm。再剪开腹壁肌肉，由于膀胱壁薄又充满尿液，有压力，用手术镊支开切口，再将对侧的体位稍加抬高，膀胱借着尿液流动的压力而自动地移到体外的载玻片上。在显微镜下可观察膀胱血液循环。

3. 在低倍镜下观察血液循环，识别动脉、静脉、小动脉、小静脉、毛细血管、动静脉吻

1. 载玻片 2. 微循环板孔(直径 2.5—3cm) 3. 蟾蜍的膀胱

a. 动脉血管 b. 毛细血管与红细胞

合支、直捷通路等各类血管(表 4-6)。

表 4-6 低倍镜下动脉、静脉、小动脉、小静脉及毛细血管的区别

类别	动脉	小动脉	毛细血管	小静脉	静脉
血管壁	厚，有肌层	薄，有平滑肌纤维	极薄，透明或看不到	薄，膜状	有肌层
血管口径	大	小	极小，只见有一个一个红细胞通过	小	大
血流方向	由主干向分支	由主干向分支	由小动脉向小静脉	由分支向主干	由分支向主干
血液颜色	鲜红	鲜红	红黄透亮	暗红	暗红
血流速度	快，有轴流，有搏动	快，有搏动	慢，在真毛细血管内，可见一个一个红细胞变形通过，时走时停	较慢血流均匀	快血流均匀

4. 在肠系膜或膀胱上滴几滴组织胺溶液，观察血流的变化。出现变化后立即用任氏液冲洗。

5. 待血流恢复正常后，再滴几滴去甲肾上腺素溶液，观察血流的变化。

**【注意事项】**

1. 实验中不可碰破膀胱，以免尿液流出影响实验。

2. 提夹腹壁肌时只能夹肌层，不能牵连内脏器官。

**【思考题】**

1. 不同血管的形态及血流特点如何与生理机能相适应？

2. 分析不同药物引起血流变化的机制。

(朱逸仁、赵静)

## 实验 29 蛙类后肢血管灌流

**【目的要求】**

1. 学习后肢血管灌流的方法。
2. 观察某些药物对血管紧张度的影响。

### 【基本原理】

器官灌流法重要的分析性实验方法之一，可用于研究某些体液因素或药物对器官组织的直接作用。蟾蜍后肢灌流是将任氏液灌入离体后肢的动脉，在一定压力的作用下，使灌流液流经组织毛细血管，再从静脉流出。如果在灌流液中加入某种药物，则可根据静脉流出量的变化，了解药物对血管的作用。

### 【动物与器材】

蟾蜍或蛙、常用手术器械、5000ml 贮液瓶、螺丝止水夹、莫非氏管、输液导管、五角板（图 4-29）、动脉插管（一段尖端拉细的塑料管）、记纹鼓或记录仪、记滴器或多用仪、电极支架、受滴器、电磁标、秒表、固定针、10ml 量筒、1ml 注射器、5 号针头、玻璃管、任氏液、去甲肾上腺素（ $1 \times 10000$ ）、乙酰胆碱（ $1 \times 1000000$ ）。

### 【方法与步骤】

1. 准备恒压灌流装置按图 4-29 安装，将一 5000ml 有下口的贮液瓶装满任氏液。将瓶的上口插入一根中心玻璃管，用胶塞封闭瓶口，使贮液瓶内溶液只通过中心管与大气相通，并且固定中心管的下口位置。灌流压力等于由中心管下口水平至血管所在水平面的液柱高度的压力。打开螺丝止水夹，使灌流液充满导管，并调节莫非氏管内的滴管出口，使之高于管内液面（便于观察滴数）。关闭止水夹。

2. 标本制备蟾蜍或蛙双毁髓后，背位置于五角板上，自下腹部中线剪开腹壁，轻轻将内脏推向一侧，再剪开背部腹膜，分离背主动脉，用线结扎尿殖动脉，以防漏液。在背主动脉下方穿两条线，一条线用以结扎近心端，另一条线在远心端打一活结备用。左手提起近心端的结扎线，右手用眼科剪沿离心方向在背主动脉上剪一小口，将准备好的动脉插管从切口处插入，用备用线扎紧插管。打开止水夹，用灌流液冲洗血管内血液。调节止水夹，使灌流速度保持 20 滴/min 左右。用金冠剪剪去动脉插管前方的肢体。内脏器官自基部结扎后再剪去。将两后肢趾端固定于灌流蛙板上，固定动脉插管（图 4-29），防止灌流过程中发生扭曲。

3. 将五角板固定在支架上，使其肢端位于上方，躯干部位于斜下方。静脉流出液集中于五角板的一角流下。固定灌流压力为 15—25cmH<sub>2</sub>O。

4. 固定受滴器使流出的液滴正好可以接通受滴器的两电极（勿使液滴停留在两极之间，以免发生短路）。受滴器的插头接多用仪或记滴器的受滴器插孔。用记纹鼓记录时，自上而下依次安装记滴、刺激标记及记时标记电磁标，各自的插头插入多用仪的同名插孔，3 只笔尖对齐。开启电动记纹鼓，连续记录 3—4 次稳定的流量（计数 0.5min 滴数或用量筒收集流出液），求出均值作为对照。

5. 于灌流导管近动脉插管处用注射针头刺入管内，缓慢注入 0.2ml 去甲肾上腺素溶液，同时作好加药记号，记录流量变化。

6. 待流量稳定后，用同样方法观察并记录乙酰胆碱对流量的影响。

将记录的实验数据填入表 4-7

表 4-7 后肢灌流实验记录表（0.5min 流量）

对照	1	2	3	4	均值	对照	1	2	3	4	均值
(ml 或滴)						(ml 或滴)					
去 甲 肾 上 腺 素	给药后时间(min)		流量(ml 或滴)			乙 酰 胆 碱	给药后时间(min)		流量(ml 或滴)		
	1						1				
	3						3				
	5						5				
	10						10				
	15						15				
	20						20				
	30						30				

7. 收集各组实验数据，按附录三统计方法处理。说明不同药物对血管灌流量的影响。

**【思考题】**

1. 去甲肾上腺素和乙酰胆碱对后肢灌流量有何影响。为什么？
2. 实验过程中为什么要求灌流压力保持不变？

(赵静)

### 实验 30 家兔中心静脉压的测定

**【目的要求】**

1. 学习家兔中心静脉压测定的方法。
2. 了解测定中心静脉压的意义。

**【基本原理】**

中心静脉压(CVP)是指近右心房的胸腔大静脉或右心房的压力，取决于心脏和血管两方面的功能状态。当心脏的射血功能增强时，中心静脉压下降；反之，则上升；当静脉回流量增加时，中心静脉压上升；反之，则下降。用静脉导管由颈外静脉或股静脉插至右心房附近，外端连水检压计，可直接测得中心静脉压，以了解心脏与血管的功能。

**【动物与器材】**

家兔、常用手术器械、兔体手术台、止血钳、眼科剪、水检压计、静脉导管、纱布、棉球、丝线、注射器、生理盐水、20%氨基甲酸乙酯、肝素(300u/ml)

**【方法与步骤】**

1. 将家兔麻醉后，背位固定于兔体手术台上，剪去颈部的被毛。
2. 在喉头下缘，沿颈部正中线作一长约 6cm 的皮肤切口。用止血钳分离右侧皮下结缔组织，以右手拇指和食指轻轻捏住分离的皮肤，并稍向外翻，即可看到贴于皮下的粗大的颈外静脉。用止血钳分离静脉外的结缔组织（注意：静脉的管壁较薄，且与皮肤接触严紧，分离时勿损伤血管壁），使颈外静脉分离出约 3cm 长，然后引入两线。一线在远心端结扎(尽可能靠近头端)，另一线打一活结备用。耳缘静脉注入肝素(300 单位/kg 体重)。
3. 将水检压计的下端通过乳胶管三通管与静脉导管相连，用注射器注入生理盐水，以止血钳夹闭乳胶管。

4. 提起颈外静脉的结扎线,用眼科剪在结扎处稍下方做一斜形切口(勿将静脉剪断),将静脉导管(管径约2mm)由切口处向心插入约9—10cm,一般即可插至心房附近的腔静脉。用另一线将静脉导管结扎固定。移去乳胶管上的止血钳,在水压与静脉压达到平衡以后,可见到水面随呼吸而搏动。

每隔2min测定一次中心静脉压的数值,共测定5次,求其均值±标准差(见附录三)。

#### 【注意事项】

1. 静脉导管的插入深度随动物的大小略有差别。一般导管插至右心房时即感到阻力较大,此时需退出少许,以免导管口堵塞。

2. 静脉导管可取用直径2mm之医用塑料管。塑料管的硬度要适中,过硬易刺穿血管,过软则不易插入。

3. 水检压计零点应与心脏同一水平,一般与腋中线一致即可。零点以下应标出一定刻度的负值,因为兔的中心静脉压有时低于零。

#### 【思考题】

中心静脉压的升高或降低说明什么生理变化?

(解景田)

## 实验31 人体心电图的描记

#### 【目的要求】

1. 学习心电图机的使用方法和心电图波形的测量方法。
2. 了解人体正常心电图各波的波形及其生理意义。

#### 【基本原理】

心脏在收缩之前,首先发生电位变化。心电变化由心脏的起搏点——窦房结开始,经特殊传导系统最后到达心室肌,引起肌肉的收缩。心脏犹如一个悬浮于容积导体中的发电机,其综合性电位变化可通过容积导体传播到人体的表面,并为体表电极所接受。经心电图机的放大和记录,成为心电图。心电图可以反映心脏内综合性电位变化的发生、传导和消失过程,但不能说明心脏收缩活动的变化。正常心电图包括P、QRS和T三个波形,它们的生理意义为:

P波:心房去极化;

QRS波群:心室去极化;

T波:心室复极化;

P—R间期:兴奋由心房至心室之间的传导时间。

#### 【实验器材】

心电图机、诊断床、导电糊、分规、酒精棉球。

#### 【方法与步骤】

1. 受试者安静平卧,全身肌肉松弛
2. 按要求(附1)将心电图机面板上各控制钮置于适当位置。在心电图机妥善接地后接通电源,预热5min。
3. 安放电极把准备安放电极的部位先用酒精棉球脱脂,再涂上导电糊,以减小皮肤电阻。电极应安放在肌肉较少的部位,一般两臂应在腕关节上方(屈侧)约3cm处,两腿应在小腿下段内踝上方约3cm处。然后用绑带将电极扎上,务使电极与皮肤接触要紧,以防干扰与基线飘移。

4. 连接导联线按所用心电图机之规定, 正确连接导联线。一般以 5 种不同颜色的导联线插头与身体相应部位的电极连接, 上肢: 左黄、右红; 下肢: 左绿、右黑; 胸部白。

常用胸部电极的位置有 6 个, 如图 4-30 所示。

5. 调节基线旋动基线调节钮, 使基线位于适当位置。

6. 输入标准电压打开输入开关, 使热笔预热 10min 后, 重复按动 1mV 定标电压按钮, 再调节灵敏度(或增益)旋钮, 标准方波上升边为 10mm。开动记录开关, 记下标准电压曲线。

7. 记录心电图旋动导联选择开关, 依次记录  $V_1$ 、 $V_2$ 、 $V_3$ 、 $V_4$ 、 $V_5$ 、 $V_6$ 、aVR、aVL、aVF、 $V_1$ 、 $V_3$ 、 $V_5$  等 9 个导联的心电图。注意: 在变换导联时, 必须先将输入开关关上, 待变换后再打开。每换一导联, 均须观察基线是否平稳及有无干扰。如基线不稳定或有干扰存在, 须在调整或排除后再行记录。

8. 记录完毕, 应解松电极, 洗净擦干, 以防腐蚀。

9. 将心电图机面板上的各控制钮转回原处, 最后切断电源。

10. 取下记录纸, 记下导联、受试者姓名、年龄、性别及实验日期。

11. 根据“附 2”的方法, 测量  $V_1$  导和  $V_5$  导联的 P 波、R 波、T 波振幅, P—R、Q—T、R—R 间期, 并计算心率。

#### 【思考题】

1. 说明心电图各波的生理意义。如果 P—R 间期延长而超过正常值, 说明什么问题?

2. P—R 间期与 Q—T 间期的正常值与心率有什么关系?

3. R—R 间期不等超过一定数值时, 心脏发生了何种疾患?

#### 【附 1】心电图机

1. 心电图机的基本结构心电图机的型号繁多、样式各异, 但基本结构大同小异, 有 3 个主要部件。

(1) 电流计是最重要的部件, 它可以反映心脏不断变化的电流。

(2) 放大器可把心脏的微弱电流加以放大, 再引入电流计、以便记录或观察。

(3) 记录装置一般采用热笔直接描记或其它记录装置, 它可将电流计中测出的电流在心电图纸上记录出来。

2. 心电图的主要控制旋钮及其作用

(1) 导联选择开关作为选择导联用。一般有 0、 $V_1$ 、 $V_2$ 、 $V_3$ 、 $V_4$ 、 $V_5$ 、 $V_6$ 、aVR、aVL、aVF、 $V_1$  等 8 个位置。使用前后此开关应置于“0”位。

(2) 记录开关一般分为 3 档: “准备”、“观察”和“记录”。在“准备”位时, 热笔电源切断, 放大器输入封闭、热笔不偏转。在“观察”位时, 热笔接通电源, 放大器开放, 热笔偏转。在“记录”位时, 开始走纸。使用前后及变换导联时, 应置于“准备”位。

(3) 灵敏度(增益)调节钮作为调节放大倍数用, 一般顺时针旋转为增加。在实验中, 调节适当后不宜再行转动。

(4) 定标电压钮按压此钮可得到方形标准电压。

(5) 衰减开关分“1”和“1/2”两档。按下“1/2”档时, 灵敏度减小一半。一般将“1”档按下。如心电图形电压过大, 可按下“1/2”档, 但需再记录定标电压, 1mV 偏转 5mm。

- (6)走纸变速开关一般有 25mm/s 和 50mm/s 两档。常规走纸速度 25mm/s。  
 (7)基线调节钮旋动此钮时，基线上、下移动，可将描笔置于中间位置。  
 (8)热笔温度调节可调节热笔的温度，一般顺时针转动使温度升高。  
 (9)地线插孔供机器接地使用。地线可接至专用地线或自来水管上，但必须接触良好，否则不仅会产生严重干扰，甚至会影响人身安全。

### 【附 2】心电图的基本测量法

1. 心电图纸目前国内通用的心电图纸有黑色和红色两种，其上涂有遇热熔化的白色化学浆，在热笔尖接触的地方即描记出黑色或红色的图形。

心电图纸上有水平线和垂直线划成的大、小方格，细线小方格每边为 1mm，粗线大方格每边为 5mm，用以计算心电图波形的时间和波幅电压的大小。垂直线之间的距离代表时间，水平线之间的距离代表电压（图 4-31）。

(1)时间标准心电图机的走纸速度有两种，25mm/s 与 50mm/s。其常规速度为 25mm/s，故每小格为 0.04s，每大格为 0.2s。

(2)电压标准一般情况下，在记录心电图之前需外加一个定标电压，把这个定标电压调节为 1mV=10mm（10 小格），即 1mm=0.1mV。有时因为心电图电压太低，所以有目的地把定标电压调节为 1mV=20mm。反之，心电图电压过高，可调节为 1mV=5mm。在测量心电图时，应注意心电图上定标电压的标准，并按此折算。

#### 2. 各波振幅与时间的测量

(1)振幅测量某波的高度，即电压的大小，如为向上的波，其高度应从等电线（基线）的上缘垂直地量到波的顶点（图 4-32A）；而向下波形的深度，则应从等电线下缘垂直地量到波的最低处（图 4-32B）。

(2)时间向上波形的时间，应从等电线的下缘开始上升处量到终点（图 4-32C），而向下的波，则应从等电线上缘开始下降处量到终点（图 4-32D）。

#### 3. 心率的测量与心律的确定

(1)心率的测量有两种方法：数 30 个大方格（每大格 0.2s，共 6s）中 R 波或 P 波的数目，乘以 10，即得每分钟的心率数（心室率或心房率）；测量若干个（5 个以上）R—R 间期（或 P—P 间期），求其平均值，此数值就是一个心动周期的时间（s），每分钟的心率可按下式计算（见下页）。

$$\text{心率} = \frac{60}{\text{平均R—R (或P—P) 间期(s)}}$$

为了节省时间，在求得 R—R（或 P—P）间期的平均值以后，可查表 4-8 得出心率。表内排列着互相对应的两行数字，如果 R—R 间期的数值在第 1 行中找到，则第 2 行中与之相对应的数值就是心率。反之也适用。(2)心律的确定在分析一份心电图时，首先要确定心脏的兴奋起源于何处，也就是心脏的起搏点在什么部位。如果起源于窦房结，总称为窦性心律，如果起源于房室结，则称为结性心律，其确定标准如下。

窦性心律：p、正向，p<sub>aVR</sub> 负向；

P—R 间期>0.12s。

结性心律：p、负向，p<sub>aVR</sub> 正向；



P—R 间期  $< 0.12s$ 。

表 4-8 自 R—R 间期推算心率表

1	2	1	2	1	2	1	2	1	2	1	2
77.5	77.5	67	89.5	56	107	45	133	34	176	23	261
77	78	66	91	55	109	44	136	33	182	22	273
76	79	65	92.5	54	111	43	139	32	187	21	286
75	80	64	94	53	113	42	143	31	193	20	300
74	81	63	95	52	115	41	146	30	200	19	316
73	82	62	97	51	117.5	40	150	29	207	18	333
72	83	61	98.5	50	120	39	154	28	214	17	353
71	84.5	60	100	49	122.5	38	158	27	222	16	375
70	86	59	101.5	48	125	37	162	26	230	15	400
69	87	58	103	47	127.5	36	166.5	25	240	14	428
68	88	57	105	46	130	35	171.5	24	250	13	461

(解景田)

### 实验 32 几种实验动物心电图的描记

#### 【目的要求】

1. 学习描记几种动物心电图的实验方法。
2. 了解鱼类、两栖类、鸟类和哺乳类典型动物正常心电图的波形。

#### 【基本原理】

在动物进化过程中,虽然心脏的结构和功能不断变化,逐渐完善,但心肌细胞的基本电活动却大同小异。整个心脏的综合性电变化也可通过动物体作为容积导体,传导到动物的体表,并记录到心电图机上。动物的心电图与人的心电图相似,基本包括 P 波、QRS 波群和 T 波。但由于某些动物(如鳝鱼、乌龟等)心电活动的电压偏低,在导联上常常描记不出明显的波形。另外,在一些动物心电图的 QRS 波群中, Q 波较小或缺如。在变温动物中,心率受温度或其它方面的影响较大。

#### 【动物与器材】

鳝鱼、蟾蜍、乌龟、家鸽、家兔(或狗、猫)、常用手术器械、心电图机(或示波器)、动物手术台、蛙板、针形电极(注射针头)、粗砂纸、分规。

#### 【方法与步骤】

1. 动物的固定本实验采用不麻醉的方法,进行正常心电图描记。根据不同动物的特点,采用不同的固定方法。

(1) 鳝鱼将体表的粘液用纱布擦去,置于用粗砂纸铺垫的实验台上。动物由于失去了体表的粘液,又被置于粗糙的表面上而丧失运动能力。

(2) 蟾蜍按图 1-19 将动物背位固定于蛙板上。开始时出现挣扎,故在固定后需安静 20min 左右方可进行描记。

(3) 乌龟将乌龟背位放置于实验台的棉垫上,即可描记清醒状态下的心电图。但由于乌龟在安静情况下,头部和四肢易于自发运动而出现肌电干扰,

故在每次描记之前，需轻度刺激腹甲，以保证在安静情况下进行心电图描记。

(4) 鸽将动物背位放置于解剖台上，以鸟头固定夹固定其头部，而后以缚带将两肢固定于解剖台的侧柱上。

(5) 兔将清醒家兔强行背位固定于解剖台上，常规固定其头部和四肢，但需拉紧缚带。在开始固定时动物有较大的挣扎，一般需要安静 20min 左右，方可进行心电图描记。

## 2. 电极的安放

(1) 鳝鱼以 4 个针形电极刺入鳝鱼两侧中线皮下，其部位约在心脏的上下 5cm 的两侧侧线上。距离愈远，电压愈低。如欲描记胸前导联心电图，可把电极插入心尖部皮下。

(2) 蟾蜍以针形电极刺入蟾蜍四肢皮下。描记胸前导联时，可将电极刺入心尖部皮下。

(3) 乌龟以针形电极自前肢肩部皮肤和后肢腋前部皮肤刺入皮下。

(4) 鸽取两针形电极分别插入左右两翼相当于肩部的皮下，两肢的电极则需插入股部外侧皮下，切勿插入蹠部。胸前导联电极安放如下：以胸前龙骨突的正中线最顶端之上缘向下 1.5cm 处为起点，由起点向左侧外侧 1.5cm 处为  $V_1$ ； $V_1$  再向外侧 1.5cm 为  $V_3$ 。根据鸟类的心脏胸骨面几乎全部为右心室外壁的解剖特点， $V_5$  应在左翼的腋后线外下部 1.5cm 处。以针形电极分别插入以上各点之皮下，可得到  $V_1$ 、 $V_3$ 、 $V_5$  的心电图。

(5) 兔前肢两针形电极分别插入肘关节上部的前臂皮下，后肢两针形电极分别插入膝关节上部的大腿皮下。胸前导联可参照人的相应部位安放，即  $V_1$ ：胸骨右缘第四肋间； $V_2$ ：胸骨左缘第四肋间； $V_3$ ： $V_2$  与  $V_4$  连线的中点； $V_4$ ：左锁骨中线与第 5 肋间之中点； $V_5$ ：左腋前线与  $V_4$  同一水平； $V_6$ ：左腋中线与  $V_4$  同一水平。

## 3. 导线的连接与仪器的安装

(1) 如使用心电图机描记，可参看实验 31 附 1 连接导线。以 5 种不同颜色的导联线插头分别与动物体的相应部位的针形电极连接。上肢：左黄、右红（鳝鱼心脏上部的两电极和鸽两翼的两电极相当于上肢部位，亦为左黄、右红）；下肢：左绿、右黑（鳝鱼心脏下部的两电极）；胸前白。

(2) 如不使用心电图机，使用示波器也可观察心电图。示波器选用“AC”双端输入，灵敏度为 1mV/cm，扫描速度可根据心率的快慢选定。导联可选择标准肢体导联。导：左前肢和右前肢；导：左后肢和右前肢；导：左后肢和左前肢。右后肢接地。将某导联的两条导联线连接示波器的输入端，即可在荧光屏上显示该导联的心电图波形。

4. 接通电源按照要求将心电图机面板上各控制钮置于适当位置。在心电图机妥善接地后接通电源，预热 5min。

5. 调节基线旋动基线调节钮，使基线位于中间位置。

6. 确定走纸速度一般为 25mm/s。但某些动物心率过快时（如兔、鼠等），可将走纸变速开关拨至 50mm/s。

7. 输入标准电压打开输入开关，在热笔预热 5min 后，重复按动 1mV 定标电压按钮，使描笔向上移动 10mm（蛙类、兔与鸽）或 20mm（乌龟与鳝鱼），开动记录开关，记下标准电压曲线。

8. 记录心电图旋动导联选择开关，依次记录 、 、 、 aVR、aVL 和

aVF6 个导联的心电图。根据教师要求，如要描记胸导联心电图，可将导联选择开关拨至 V 处进行描记。每记录一个导联的心电图后，需在心电图纸上记下其导联。图 4-33 为 4 种动物的心电图记录。

9. 记录完毕，取下针形电报。将心电图机面板上的各控制钮恢复原位，最后切断电源。

10. 取下记录纸，记下实验动物、性别、室温及实验日期。

11. 根据实验 31 附 2，测量导联 P 波、QRS 波群、T 波振幅，P—R、R—R 和 Q—T 间期，并计算其心率。

#### 【注意事项】

1. 在清醒动物上进行心电图描记必须保证动物处于安静状态，否则动物挣扎，肌电干扰甚大。为此，在固定动物后必须让其稳定一定时间，而后描记心电图。

2. 针形电极与导联连接必须紧密，如有松动出现 50 周干扰。

3. 记录心电图过程中，每次变换导联时必须先将输入开关切断，待导联变换后再开启。每换一次导联，均须观察基线是否平稳及有无干扰，如基线不稳或有干扰存在，须调整或排除后再作记录。

#### 【思考题】

按实验 31 附 2 方法，测量、分析各种动物的心电图。

(解景田)

### 实验 33 蛙类心电向量的观察

#### 【目的要求】

1. 观察蛙类额面心电向量环。
2. 学习心电向量的引导方法。

#### 【基本原理】

心脏的兴奋部位与未兴奋部位之间具有一定的电位差，此电位差又有一定的大小和方向。这个具有一定电压强度并具有一定方向电位变化，称之为心电向量。若将相互垂直的两个肢导联的电位变化经放大后分别输入示波器的 Y 轴和 X 轴，便可显示出额平面的心电向量环。心房去极化过程显示 P 环，心室去极化过程显示 QRS 环，心室复极化过程显示 T 环。

#### 【动物与器材】

蟾蜍或蛙、常用手术器械、LMS-2A 生理记录仪(备两个 FS - 2 前置放大器插件)、双线示波器、15k 电阻 2 个、蛙板、蛙腿夹、针形电极、导联线。

#### 【方法与步骤】

1. 标本制备取蟾蜍或蛙一只，双毁髓后背位固定于蛙板上。按实验 19 的方法暴露心脏。

2. 仪器的连接与参数的调整按图 4-34 连接仪器。生理记录仪两前置放大器 A 和 B 的输出线分别与示波器输入端  $Y_1$  与  $Y_2$  相连。前置放大器 A 和 B 的输入端分别连接导联与 aVF 导联，即导联 A  $Y_1$ ；aVF 导联 B  $Y_2$ 。注意：aVF 导联的中心电端需经 15k 电阻接左右上肢(图 4 - 34)。动物的右下肢与记录仪、示波器一点接地。

仪器参数的调整：生理记录仪前置放大器 A 和 B 的灵敏度为 0.5mV/cm，时间常数 2s，滤波 100Hz。示波器 Y<sub>1</sub> 与 Y<sub>2</sub> 灵敏度为 100mV/cm，扫描速度约 1s/cm。生理记录仪走纸速度为 1 或 25mm/s。

3. 描记心电图打开生理记录仪输入开关，即可在示波器荧光屏上显示心电图变化。如无其它干扰，开动走纸开关，同步描记 I 导与 aVF 导联的心电图。

4. 额面心电图向量环的观察将示波器右侧板拆下。在示波管后外侧有一 X-Y 轴选择旋钮，将旋钮拨至 X(Y<sub>1</sub>) - Y<sub>2</sub> 档。此时，扫描停止，I 导联心电图变化输入 X 轴，荧光屏显示额面心电图向量环。一般 QRS 环最大，在心脏收缩前发生。QRS 环之后出现 T 环。紧接 T 环，发生于下一次 QRS 环之前的是 P 环。

在房室沟下穿线后结扎，当心室不再收缩时，观察心电图与心电图向量环有何变化，为什么？

#### 【注意事项】

1. 双毁髓要彻底，使四肢肌肉完全松弛，以防肌电干扰。
2. 在打开示波器侧板，拨动 X - Y 轴选择旋钮时，不要触及其它部位，以防高压。

#### 【思考题】

什么叫心电图向量？它与额面心电图向量环有什么关系？

(林之明)

## 实验 34 人的心音听诊

#### 【目的要求】

学习心音听诊的方法，识别第一心音与第二心音。

#### 【基本原理】

心音是由心脏瓣膜关闭和心肌收缩引起的振动所产生的声音。用听诊器在胸壁前听诊，在每一心动周期内可以听到两个心音。第一心音：音调较低（音频为 25—40 次/s）而历时较长（0.12s），声音较响，是由房室瓣关闭和心室肌收缩振动所产生的。由于房室瓣的关闭与心室收缩开始几乎同时发生，因此第一心音是心室收缩的标志，其响度和性质变化，常可反映心室肌收缩强、弱和房室瓣膜的机能状态。第二心音：音调较高（音频为 50 次/s）而历时较短（0.08s），较清脆，主要是由半月瓣关闭产生振动造成的。由于半月瓣关闭与心室舒张开始几乎同时发生。因此第二心音是心室舒张的标志，其响度常可反映动脉压的高低。

临床常用的心音听诊区见图 4 - 35。

#### 【实验器材】

听诊器或心音放大器。

#### 【方法与步骤】

1. 受试者安静端坐，胸部裸露。
2. 检查者带好听诊器，注意听诊器的耳具应与外耳道开口方向一致（向前）。以右手的食指、拇指和中指轻持听诊器胸端紧贴于受试者胸部皮肤上，依次由左房室瓣听诊区 主动脉瓣听诊区 肺动脉瓣听诊区 右房室瓣听诊区，仔细听取心音，注意区分两心音。

3. 如难以区分两个心音,可同时用手指触诊心尖搏动或颈动脉脉搏,此时出现的心音即为第一心音。然后再从心音音调高低、历时长短认真鉴别两心音的不同,直至准确识别为止。

**【注意事项】**

1. 实验室内必须保持安静,以利听诊。
2. 听诊器耳具应与外耳道方向一致。橡皮管不得交叉、扭结,管切勿与它物摩擦,以免发生摩擦音影响听诊。
3. 如呼吸音影响听诊,可令受试者暂停呼吸片刻。

**【思考题】**

第一心音和第二心音是怎样形成的?它们有何临床意义?

(解景田)

### 实验 35 蛙类在体心肌细胞动作电位的测定

**【目的要求】**

1. 学习用玻璃电极技术测定蟾蜍在体心肌细胞动作电位的方法。
2. 观察心肌细胞动作电位的波形及其与心电图的对应关系。

**【基本原理】**

在静息情况下,心室肌纤维表面的任何两点都是等电位的,但由于细胞膜对不同离子有不同的通透性,造成膜内、外具有明显的电位差:膜外电位为正;膜内电位为负。这种外正内负的状态称为膜的极化状态。当冲动由心脏的起搏点——窦房结启动,经特殊传导系统而到心室时,心室肌细胞发生兴奋。兴奋部位的心肌细胞膜的通透性发生一系列变化,使膜外电位逐渐降低,由正变负;而膜内电位逐渐增高,由负变正。经过去极化、反极化和复极化等过程,又恢复静息情况下的极化状态。这一系列可扩布性的电位变化即为动作电位。用尖端纤细的玻璃微电极插入心肌细胞,即可将这些电位变化引导出来,经放大后,显示于示波器上。

**【动物与器材】**

蟾蜍、常用手术器械、微电极放大器、示波器、微电极操纵器、示波照像机、心电图机、微电极控制器、玻璃毛细管(直径约 2mm)、漂浮电极、无关电极、屏蔽室或屏蔽箱、蛙板、蛙腿夹、3mol/LKCl 溶液。

**【方法与步骤】**

1. 玻璃微电极的制备将自动充灌型玻璃毛细管(内含数条玻璃微丝)置于微电极控制器上,旋紧两端的固定螺丝,接通电源,调节加热电阻丝的温度及下端的拉力,以便拉出符合需要的微电极(详细方法见第一章第三节“玻璃微电极”)。本实验要求微电极尖端直径在 0.5 μm 以下,其阻抗约为 20M

。微电极的充灌:用 5ml 注射器,以尖端较细的塑料管由电极基部插至肩部,将 3mol/LKCl 溶液缓缓注入微电极内。注意:微电极内不得有气泡残存。

2. 漂浮电极的制备在体玻璃微电极技术靠漂浮电极的弹性与心脏的搏动同步,使微电极的尖端稳定在一个心肌细胞内。漂浮电极用直径约为 20—30 μm 的银丝制备。取长约 8cm 的银丝,绕成直径约为 5mm 的弹簧圈,圈数约为 3—5。弹簧上端焊接于直径 1mm、长约 3cm 的银丝上以便夹持于微电操纵器上。弹簧下端焊接直径约 100 μm、长约 3cm 的银丝,以便插入微电极内。

按常规方法将弹簧下端的银丝乏极化（详细方法见第一章第三节“刺激电极”）。取合格的玻璃微电极，将其长约1—1.5cm的尖端部分自肩部与锥部之间折断（注意：切勿伤及端部），再将弹簧下端的乏极化的银丝插入微电极内，直至推不动为止，此即漂浮玻璃微电极。对电极需要整形，使玻璃电极与浮漂电极保持垂直，这样对微电极在细胞内的维持时间十分重要。最后用细玻璃棒尖端蘸少量石蜡油，使其沿乏极化电极流下，以防微电极内的水分蒸发。

3. 开胸手术取蟾蜍一只，双毁髓，或氨基甲酸乙酯皮下淋巴囊注射（剂量：2g/kg 体重）进行麻醉。其后用蛙腿夹背位固定于蛙板上。按实验 19 方法暴露心脏。

4. 心电图导联的连接以针形电极插入前肢和后肢上部皮下，按常规方式连接心电图导联线（详见实验 31）。

5. 电生理仪的连接

(1) 将跟随器的输出端与微电极放大器的输入端连接（图 4-36），放大器的“增益”置于“1”档。

(2) 将微电极放大器的输出端与示波器“输入选择”的上线连接。示波器上线“灵敏度”为 20mV/cm，“扫描速度”为 1—0.2ms/cm。再把监听器输出端接至示波器的音响接线柱上。

(3) 将心电图机的输出端与示波器“输入选择”的下线连接，其“灵敏度”为 0.2V/cm。心电图机的灵敏度为 1mV=10mm。“记录开关”置于“观察”档，此时示波器下线将显示心电图波形。

(4) 将漂浮玻璃微电极固定于微电极操纵器上，并将漂浮电极的上端与跟随器的输入端连接。后者的无关电极与靠近心脏的胸肌连接。

6. 动作电位的观察与记录调节微电极操纵三向坐标粗调，使微电极尖端对准心室表面活动较为平稳的部位。注意：漂浮微电极需垂直待插部位的心脏表面。再用垂直粗调使微电极慢慢下移，并借助于心脏跳动的弹力将微电极尖端刺入心肌细胞内，此时示波器上线即出现动作电位的波形（图 4-37），与此同时，监听器的音响也随之发生周期性变化。如动作电位的振幅偏低或波形不佳，可用微电极操纵器提起微电极，改变插入部位再行刺入，直至获得较为理想的波形。

待动作电位稳定后，细心观察动作电位的波形，辨认其去极化、反极化和复极化过程。区分动作电位的 5 个相期，特别注意平台期的形态和持续时间。观察动作电位与心电图的相应关系，特别注意 0 相期与 R 波、3 相期与 T 波的对应关系。最后根据示波器灵敏度与扫描速度，测量 0 相期振幅与动作电位的间期。测量完毕，用示波照像机 B 门拍照记录。

#### 【思考题】

1. 心肌细胞与神经纤维动作电位有何差别？为什么？
2. 根据实验，小结影响动作电位稳定性的因素，并提出改进方案。

（解景田）

### 实验 36 豚鼠离体心肌细胞动作电位的测定

### 【目的要求】

1. 学习哺乳动物离体心肌细胞动作电位的测定方法。
2. 观察心肌细胞动作电位的特征。

### 【基本原理】

心肌细胞的跨膜电活动，包括安静时的静息电位和兴奋时的动作电位。心肌细胞在安静时，细胞膜对直径较小的  $K^+$  可以自由通透，膜内浓度较高的  $K^+$  带着正电荷外流弥散所形成的电位差有抵制  $K^+$  继续外流的作用，在达到电-化平衡时，膜内、外的电位差称静息电位。当离体心肌标本受到外来刺激或在位心脏的心肌受到传导而来的兴奋时，则可产生扩布性电位变化，称动作电位。本实验应用细胞内微电极技术，记录豚鼠心室乳头肌单个细胞的静息电位和动作电位。

### 【动物与器材】

豚鼠、常用手术器械、止血钳、微电极放大器、示波器、电子刺激器、微分器、示波照像机、微电极操纵器、微电极控制器、玻璃微电极（阻抗约为  $10-30M\Omega$ ，制备方法见第一章第三节“玻璃微电极”），刺激电极（ $Ag-AgCl$  乏极化电极，制备方法见第一章第三节“刺激电极”）、无关电极、不锈钢针若干、屏蔽箱、肌槽、恒温灌流装置、氧气、二氧化碳、台氏液。

### 【方法与步骤】

1. 按图 4 - 38 连接仪器。

2. 标本制备用木锤重击豚鼠后脑使其昏迷，迅速开胸取出心脏，投入充有  $95\%O_2+5\%CO_2$  的台氏液培养皿中。快速剪去心房，取出右心室乳头肌。经台氏液稍加冲洗后，用不锈钢针固定于肌槽底部硅橡皮上。

标本在肌槽内用  $95\%O_2+5\%CO_2$  饱和的台氏液恒速（ $8-10ml/min$ ）循环灌流。槽内水温恒定在  $35-36^\circ C$ 。

3. 电极的安置记录电极和无关电极原则上都应通过台氏液-琼脂盐桥，学生实验可省略。即玻璃微电极通过  $Ag - AgCl$  丝与微电极放大器探头直接连接；无关电极直接放入槽内台氏液中。也作接地电极。刺激电极为一对外套绝缘塑料管的乏极化电极，尖端裸露约  $0.5ml$ 。使用微电极操纵器将刺激电极轻压心肌标本表面上。

4. 调整仪器取阻值合适的玻璃微电极一根，固定于微操纵器上，转动粗调使电极尖端与液面接触。调节微电极放大器平衡旋钮，使示波器上两条基线重叠，此时输出为 0。示波器为直流输入，整机灵敏度调至  $50mV/cm$  或  $20mV/cm$  为宜。

刺激方波频率为  $60次/min$ ，波宽  $1-2ms$ ，强度取阈强度的 2 倍左右。

5. 测定心肌单个细胞的静息电位和动作电位先转动微操纵器粗调，至快接近心肌标本时改用细调。当微电极尖端一插入心肌细胞，即可见到示波器上原先重叠的两基线之一向下跳动约  $80-90mV$ ，此即心肌细胞静息电位，也即记录电极（细胞内）较无关电极（细胞外）负  $80-90mV$ 。当给予电刺激时，可见静息电位极性反转（去极化），产生  $110mV$  左右的动作电位（图 4-39）。注意观察动作电位 0、1、2、3、4 各相期的特征。如要观察 0 相期去极化最大上升速率（ $V_{max}$ ），可将动作电位经微分器处理后的脉冲信号输入示波器另一基线，进行分析和测定。

6. 测定十点不同位置的心肌细胞静息电位, 用均值  $\pm$  标准差 ( $\bar{X} \pm SD$ ) 表示 (方法见附录三)。观察若干点心肌细胞动作电位, 测定其 0 相期振幅和上升速率、动作电位的间期。

**【思考题】**

1. 说明心肌细胞和神经纤维动作电位的区别。
2. 单个心肌细胞动作电位各相期的离子基础如何?

**【附】微分器的简单原理**

矩形方波直流电信号经过 RC 线路微分后, 可得到脉冲电信号, 如把心肌动作电位看作是近似的方波信号, 经 RC 线路微分后, 亦可得到脉冲信号, 脉冲的高度决定于 0 相期上升相的陡度, 即上升速度 (V/s), 这样就可得到变化率曲线。如果与标准变化率信号进行比较, 就可测定输入信号的变化速率。

(李震元解景田)

### 实验 37 人体脑血流图的描记

**【目的要求】**

1. 学习脑血流图的描记方法。
2. 观察正常脑血流图的波形。

**【基本原理】**

脑血流图又叫脑电阻图, 是描记脑组织阻抗变化波形的一种方法。人体各部分的阻抗大体由两部分组成。一部分组织的电阻基本恒定。如皮肤、肌肉、脑组织等, 其阻抗较大, 导电率较低。另一部分组织是一种良导体, 如血液、组织液等, 其阻抗较低, 导电率较高, 而且这部分阻抗随着心脏的舒缩活动而发生周期性的有规律的变化。就脑组织而言, 当心室收缩时, 脑血管扩张充盈, 血液供应增加, 此时阻抗降低, 导电率增加。而当心室舒张时, 脑血管收缩, 血流量减少, 阻抗增大, 导电率减少。脑组织的这种阻抗变化, 使通过该组织的高频电流发生了强弱的变化, 经过放大和记录即为脑血流图。可见脑血流图并不是脑组织血流量的直接记录, 而是脑组织阻抗变化的描记。它既可反映头部搏动血液的供应情况, 又可反映脑血管的紧张度、周围阻力及血管弹性, 是观察脑血管血流动力学状态的一种无害、无痛而又简便的方法。

**【实验器材】**

血流图仪 (详见附 1)、心电图机、诊察床、导电糊、酒精棉球、分规。

**【方法与步骤】**

1. 描记前的准备

(1) 受试者休息 10min 后, 安静平卧于诊察床上, 全身肌肉放松、闭目、均匀呼吸, 必要时暂停呼吸进行描记。

(2) 按照仪器要求, 将血流图仪和心电图机面板上各控制钮置于适当位置。

(3) 检查电源电压在仪器妥善接地后接通电源。将“选择”开关置于“电压”位置, 表头指针应偏转至红线以上 (有些血流图仪表头无红线标志, 而应偏转至 3/4 全刻度), 否则不能正常工作。

(4) 检查仪器工作情况将“增幅”旋至最大, 使仪器输出最大信号, 再将



“选择”置于 0.1 或 0.5 位置时，表头指针应向满刻度偏转。

(5)安放电极在头部欲放置电极的部位先用酒精棉球脱脂，然后由枕部经双耳至前额部固定一条橡皮绑带，再将两电极分别置于同侧前额部(眉上 2cm 处)和耳后乳突部，此即为临床常用的额-乳导联。最后在电极与皮肤之间滴加导电糊或生理盐水。注意：电极必须与皮肤接触严紧，否则难于调节平衡。

(6)连接导线将输入导线的一端插入“输入”插座(注意：输入开关的位置)，另一端与额、乳两部位的电极相连。将输出导线之一端插入“输出”插座上，另一端以红、黄、黑 3 色分别与心电图机的同色导联线相连。心电图机导联开关放在第一导联。

2. 调平衡每次描记脑血流图前必须调整被测部位与仪器桥路平衡。具体方法为：

(1)“选择”开关置于 0.1 (或 0.5) 位置。“平衡-测定”开关置于“平衡”位置。

(2)反复调节“粗调”和“细调”旋钮，使表头指针回复或接近零位，此时即调平衡完毕。否则可能为电极与皮肤接触不良。

平衡调好后，将“平衡-测定”开关扳至“测定”位置，此时表头指针应向外偏转，否则应重新调节平衡。

### 3. 描记血流图

(1)按照所用心电图机要求接好地线，接通电源(参看实验 31 附 1)，导联选择开关旋至“ ”位置。预热后将记录开关置于“观察”位置，此时热笔即有偏转。调节灵敏度，使描记波形大小适宜。旋动基线调节钮，使图形置于中间位置。然后走纸记录，即可描记出脑血流图(图 4-40)。

(2)打标准电阻为计算血流图的振幅，需在记录过程打标准电阻，即在描记中迅速按几下“标准”按钮，便描出几个矩形波。此矩形波的高度即为“选择”开头所指的数值(如置于“0.1”位，即为 0.1 )。一般标准电阻打于血流图波形的下降支。

记录完毕，将血流图仪与心电图机面板上各控制钮转回原位，切断电源；取下记录纸，记下导联、部位、标准电阻、受试者姓名、年龄、性别以及实验日期等。

#### 【注意事项】

描记脑血流图成败的关键是平衡的调节，因此尤须加注意。

1. 电极的捆扎必须松紧适度，过松时，电极与皮肤接触不良，影响平衡的调节；过紧或捆扎时间过长，被测部血管受压过大，描记波形失真。

2. 被测部位须先以酒精棉球擦净脱脂，然后滴加导电糊，否则电极与皮肤接触不良，平衡难于调节。

3. 更换被测部位，须重调平衡方可描记。

4. 受试者必须保持安静、肌肉放松、闭目、均匀呼吸，身体的任何部位不得随意移动。如因呼吸引起基线飘移，可令受试者暂停呼吸进行描记。

5. 描记时，如热笔严重颤动或发生干扰，应检查血流图仪之输入线与心电图机的导联线是否接受，或两仪器的地线是否接受。

6. 实验完毕，电极必须擦洗干净，否则导电糊易使电极表面氧化。

#### 【思考题】

1. 脑血流图是脑血流量的直接记录还是脑组织阻抗变化的波形？试述脑血流图的实验原理。

## 2. 脑血流图为什么能够反映头部搏动血流的变化？

### 【附 1】血流图仪

1. 血流图仪的基本结构与原理  
血流图仪的种类繁多，基本结构相差甚大。国产仪器以电桥式血流图仪为多，现以 XLJ-74-3 型晶体管血流图仪为例加以说明（图 4-41）。血流图仪除电源供应及电压稳定装置以外，主要有高频振荡器：可产生约为 30 千周/s 的交流讯号。交流电桥（wheatstone 电桥），是测定线路的基本部分。电桥由 4 个电阻和 4 个电容组成，其中一组电阻电容是未知的，另三组之一组为可变电阻与可变电容，用来测量未知的电阻和电容值。被测部位作为电桥的一臂，然后调节另一桥臂的电阻电容以达平衡。高频放大器，可将通过电桥与被测部位的高频电流加以放大。

检波器与记录装置。血流图仪除单导直接式外，还有双导直接式，后者可同时描记两个导联的血流图（图 4 - 42）。

血流图仪的基本原理：由高频振荡器产生高频讯号经振荡器线圈耦合到交流电桥，并通过人体的被测部位。经过调节电桥平衡以后，这个高频电源与被测部位对该频率电流的微小阻抗变化一起输进高频放大器放大，再经过检波器将高频讯号检掉，余下的搏动性阻抗变化（即血流图信号）输入记录装置而记录出血流图。

### 2. 血流图仪的主要控制旋钮及其作用

(1) 电压平衡指示为一电流表。作用为检查电源电压和调平衡时作为平衡指示器。

(2) “选择”控制钮置于“关”位置时，仪器电源切断；置于“电压”位置时，检查电源电压；置于“0.1”或“0.5”位置时，仪器处于工作状态。两档之差别在于，在“0.1”时，按“标准”按钮所得之矩形波的高度为 0.1，在“0.5”时为 0.5。描记完毕，此控制钮应置于“关”位。

(3) 平衡“粗调”此为二刀十一位的按键开关，分别接 10 个不同数值的电容。按下不同之键盘可改变所接电容的大小，使其容抗与被测部位的容抗平衡。

(4) 平衡“细调”为一多圈电位器。旋动时，可改变桥路一臂的电阻，使之与被测部位的电阻达到平衡。

(5) “增幅”为一电位器，旋动时可改变高放级输出大小，即改变输出幅度之大小。在调平衡时或一般情况下，“增幅”应调在最大。

(6) “平衡-测定”开关在“平衡”位时，用以调节桥路与被测部位的平衡。在“测定”位时，有血流图信号输出，可进行记录。

(7) “标准”电阻按钮描记时按动此钮，可产生矩形波，高度代表 0.1 或 0.5，用以计算血流图振幅。

(8) “输入”插座与开关上下拨动时，各接通一个输入插座（即“ ”或“ ”），可分别接通两个被测部位，测完一个部位再换到另一个部位。

(9) “输出”插座经输出导线连接心电图机导联线。

### 【附 2】脑血流图的分析方法

1. 正常脑血流图  
脑血流图是随心动周期而变化的周期性连续波形。正常脑血流图各部分的命名及其与心电图、心音图的关系见图 4-43。

由图 4 - 43 可见，脑血流图曲线主要由上升支、下降支和重搏波三部分组成。曲线由基线轻度倾斜升起后突然上升，形成陡峭的上升支。曲线上升后较为平坦，导致曲线的最高点，即第一峰。第一峰后曲线开始下降，形成较为倾斜的下降支。在下降支上可见 1—2 个自然弹性重搏波，以后曲线逐渐回到基线。

脑血流图的上升支是由于心脏收缩，血液迅速射入大动脉，并使其它动脉很快扩张。所以，上升支的坡度大小反映了血管内阻力大小以及血液在血管内的流通情况。当血管内阻增大、阻塞、受压或周围小血管阻力增长时，上升支坡度变小。重搏波也叫弹性波，是由于心脏舒张时主动脉瓣关闭所形成的血液在血管中的振动波。其深度反应血管弹性的大小，其位置的高低反映血管内的阻力和血管本身的机能状态，所以是临床上诊断血管硬化的主要指标。下降支是心脏舒张、血管内的血流减少所引起的，下降支的时间决定于心动周期。

## 2. 脑血流图的几项主要指标

(1) 振幅是收缩波振幅 ( $h_1$ ) 与标准电阻的比值，以 为 单位。

$$\text{振幅} = \frac{\text{收缩波振幅高度 (mm)}}{\text{标准电阻的高度 (mm)}} \times \text{标准电阻 数}$$

振幅的高度反映心室收缩时脑血管内血液充盈的程度，即脑的搏动性血液供应情况。当血管流入道狭窄、痉挛及阻塞时，振幅降低。

(2) 流入时间(a) 即上升时间。为基线开始上升到最大振幅所需要的时间，以 s 为单位，反映心脏收缩时动脉扩张的速度。血管弹性减弱、流入道受阻、外周阻力增加时，流入时间延长；反之则缩短。

(3) 阻力指数 ( $c/h_2$ ) 即重搏波切迹高度与收缩波振幅之比，又称重搏波指数，反映外周阻力的大小。此值越小，表明血管的外周阻力降低；反之则升高。

(4) 流入容积速度 ( $h_2/a$ ) 为单位时间内动脉流通容量的多少，单位为 /s。此指标为时间与振幅的关系指标，较单纯振幅更为敏感。

$$\text{流入容积速度} = \frac{\text{振幅 数}}{\text{流入时间(s)}}$$

## 实验 38 家兔肢体血流图的描记

### 【目的要求】

学习测定和分析家兔肢体血流图的方法。

### 【基本原理】

血流图方法是一种用以观察机体被测定部位的血流动力学状况的生物物理学方法。测定动物的肢体血流图可以观察和了解安静或各种变化情况下的动物肢体血管的机能状态，如血管的紧张度、血管弹性等。

### 【动物与器材】

家兔、血流图计、心电图机、导电糊、剪毛剪、95%酒精、测量电极、分规、量角器。

### 【方法与步骤】

1. 本实验室采用 TXL-77-1 型晶体管血流图计，连接 HB-1 型心电图机

导联记录，标准电阻 0.1  $\Omega$ 。（连接方法与实验 37 相同）。

2. 取 1.5—2kg 健康家兔，雌、雄均可，腹位固定于解剖台上，剪去肢体测定部位的被毛，用 95%酒精除去皮肤表面的污垢。

3. 测量是采用一对 1cm 宽的长形银质电极，先在电极上涂一层导电糊。测定后肢肢体血流图时，一电极安置于股骨上端，另一电极放于胫腓骨下端。测量前肢时，测量电极置于肱骨和桡尺骨之间，两电极距离约 5—6cm。

4. 电极与皮肤固定接触好后，便开动血流图计进行平衡调整，待稳定后就可以记录。描记一段正常血流图曲线后，在曲线的后面打上标准电阻讯号（图 4-44）。

5. 对记录结果的整理在每段曲线上，选出 1—2 个标准的波形，按实验 37 附 2，分别计算它的波幅、流入时间、流入容积速度及血管阻力指数等项指标。

#### 【注意事项】

1. 家兔四肢被测部位的毛要剃干净，但不要损伤皮肤。

2. 实验过程中，往往受到家兔呼吸的影响而出现基线飘移现象，前肢离心脏较近，这种现象尤为突出，所以操作时要尽量在动物较安静时才描记。另外，还要保持环境的安静和室内温度。

3. 描记曲线上的几个标准电阻的高度不一致时，可取其中 2—3 个的高度，取其平均值计算。

#### 【思考题】

1. 了解血流图的一般原理。

2. 说明测定动物血流图的实际意义。

（谢申玲）

## 第五章 呼吸

### 实验 39 人体呼吸运动的描记及其影响因素

#### 【目的要求】

1. 学习描记人体呼吸运动的方法。
2. 观察影响呼吸运动的若干因素。

#### 【基本原理】

呼吸时胸廓大小的变化通常以呼吸描记器围绕于受试者的胸部，便可以记录呼吸运动。亦可用阻抗呼吸描记器（图 5-1）测定受试者胸部所用的两个电极之间的阻抗变化，当微弱的电流经过电极时，电极间的电压与阻抗成正比。吸气时，通过的电流减少，阻抗小；呼气时，电流增加，阻抗加大。由于阻抗的变化，经过放大便可以记录呼吸运动。本实验采用呼吸描记器。

#### 【实验器材】

呼吸描记器、记纹鼓或记录仪、张力换能器、马利氏气鼓、秒表、大塑料袋、橡皮管、螺丝夹。

#### 【方法与步骤】

1. 受试者坐位，将呼吸描记器围绕于胸部呼吸活动最明显的水平位置，经橡皮管和三通管与马利氏气鼓相连。开放三通管侧管上的螺丝夹，平衡记录系统中的压力后再旋紧它。调整记录笔，便可记录呼吸运动曲线（图 5-2）。

2. 正常呼吸曲线记录受试者正常呼吸 1—2min，观察其频率及幅度。然后进行下列实验项目。

3. 过度通气用慢速记录一段正常通气周期以后，便停止记录。令受试者作极快和极深呼吸 1—2min，观察并记录深呼吸后呼吸运动的暂停现象。注意暂停的持续时间与恢复过程。

4. 在一封闭系统中过度通气先记录一段平静呼吸运动曲线。然后让受试者面对一大塑料袋，重复步骤 3 实验后，记录过度通气后的呼吸运动，把这次记录和上面的比较。

5. 重复呼吸先记录一段平静呼吸运动曲线。然后用大塑料袋罩住口鼻或套住整个头部，让受试者对着袋内作深呼吸 1—2min，不用连续记录，每分钟只记录 10—15s 便可。当重复呼吸袋内的呼出气时，注意呼吸的频率和幅度会发生什么变化？

6. 缺氧呼吸先记录一段平静呼吸运动曲线。然后用大塑料袋套住头脸部，袋内放入一小包石灰钠，吸收呼出气中的  $\text{CO}_2$  和水，让受试者对着袋内作深呼吸 1—2min。注意并记录其呼吸运动的变化。如果受试者感觉呼吸困难时，应立刻停止实验。

7. 精神集中对呼吸运动的影响当受试者正在穿针或计算一道难题时，记录其呼吸运动曲线。这一实验观察延髓较高级中枢对呼吸活动的作用。

8. 屏气呼吸记录一段平静呼吸运动曲线。然后让受试者尽量屏气，于屏息达到最高限度及重新呼吸时，记录其呼吸运动，测定屏息最长的持续时间。为什么不能无限地屏气呼吸？

9. 讲话或讲演时对呼吸运动的影响让受试者朗读时，记录其呼吸运动曲线，与平静呼吸时的曲线比较有何不同？当受试者默读同样的短文时，记录

其呼吸运动曲线。10. 体育运动对呼吸运动的影响解除呼吸描记器与马利氏气鼓的连接, 令受试者进行上下 30cm 高的台阶, 以 60 次/min 速度跑 2min, 或原地跑 200 步后, 记录其呼吸运动的变化。为什么运动时会引起呼吸频率及幅度的增加?

**【思考题】**

1. 缺氧呼吸和通气过度呼吸的机制是否不同? 为什么?
2. 咳嗽、笑、哭等动作是正常呼吸吗?

(谢申玲)

## 实验 40 人体肺泡气成分的分析

**【目的要求】**

学习用沈氏气体分析管测定人体肺泡气的成分。

**【基本原理】**

在一定容积的密闭管中, 放入一定容量的 5mol/LNaOH 溶液。该溶液能吸收气体中的  $\text{CO}_2$ , 结果使管内压力下降。一旦在水内打开管口, 水便进入管腔, 进入水量的多少与被吸收的  $\text{CO}_2$  体积相等。由此可测得气体中  $\text{CO}_2$  的百分容积。同理, 用焦性没食子酸的碱溶液吸收  $\text{O}_2$ , 可测得空气中  $\text{O}_2$  的百分容积。沈氏气体分析管就是用这种原理测定气体成分的。

**【实验器材】**

沈氏气体分析管、水池或水箱、10ml 量筒、小漏斗、酒精棉球、5mol/LNaOH 溶液、焦性没食子酸饱和苛性钠溶液(配制方法: 将 1g 焦性没食子酸溶于 10ml 饱和 NaOH 溶液内)、5%醋酸。

**【方法与步骤】**

1. 熟悉沈氏气体分析管的结构沈氏气体分析管(图 5-3)一端

较粗, 其容积为全管总容积的 50%。另一端较细, 细管部分亦占总容积的 50%。细管有刻度, 每一小格占全管容积的 0.2%。管的两端各有一活塞(图中甲、乙)。甲活塞内有两个孔道: 大孔道的直径与分析管的内径相等; 小孔道则细而弯曲。乙活塞仅有一个大孔道。

2. 甲活塞小孔道注水先将分析管乙活塞与大气相通, 并转动

甲活塞, 使小孔管与大气相通(图 5-3B)。将甲端插入水池或水箱中, 待水经过小孔道进入管内后, 在水中旋转甲活塞, 关闭小孔道。注意: 小孔道内不得有气泡混入, 否则重新灌注。将分析管由水中取出, 管腔内的水由大孔自由流出。

3. 收集肺泡气用酒精棉球将甲端管口消毒。然后将深呼气时

最后呼出的一部分气体由甲端吹入管内。待呼气完毕之前, 先将乙活塞关闭。然后继续向管内呼气, 使管内的压力稍高于大气压, 即迅速关闭甲活塞大孔。注意: 此时甲活塞大孔与小孔皆呈关闭状态, 切勿使小孔与大气相通, 以防小孔内灌注的水分流出。

4. 平衡温度与压力将已收集了肺泡气的分析管水平放置于水

中 3min, 使温度平衡。然后提起乙活塞出水面, 略略打开而又迅速关闭之, 使管内多余的肺泡气放出, 此时管内的气体压力与大气压相等。注意: 在整

个操作过程中，手不得接触分析管的充气部分，以免手温影响管内气体的温度。

#### 5. CO<sub>2</sub> 百分容积的测定

(1) 将 5mol/LNaOH 溶液 3ml 注入甲端上部的刻度管内。略开甲活塞小孔道，使小孔与管腔相通。此时管内 CO<sub>2</sub> 即与 NaOH 接触而被吸收，于是 NaOH 溶液逐渐向管内流进。当流入 2ml 时，迅速关闭小孔，将剩余的 NaOH 弃去，并洗净活塞外的碱溶液。颠倒摇动分析管 10 余次（约半分钟），使管内 CO<sub>2</sub> 被 NaOH 充分吸收。

(2) 将分析管平置于水中约 3min，使管内、外温度平衡。然后将甲活塞外端管腔灌满水。注意：不得有气泡。用拇指紧闭甲端管口，将分析管倒置后放入水中，松开拇指，使管内 NaOH 溶液的液面与水面相平。然后慢慢开启甲活塞小孔，水因管内已形成的负压而进入管腔内。随着管腔内水分的上升，应将分析管压下，使管内、外的液面始终保持齐平。待管内水面不再上升，即可关闭小孔。注意：转动甲活塞时，切勿使大孔与管腔相通。

(3) 取出分析管，记录管内液体所占的容积百分比，此即为肺泡气中 CO<sub>2</sub> 的百分容积。

(4) 校正结果为了使管内的 CO<sub>2</sub> 完全被吸收，需要重复摇动分析管，然后平衡温度，调节压力，直到所记录的刻度不变为止。最后记录 CO<sub>2</sub> 的百分容积。

6. O<sub>2</sub> 百分容积的测定 CO<sub>2</sub> 测定完毕后，利用原分析管内的肺泡气继续测定 O<sub>2</sub> 的百分容积，其测定方法与 CO<sub>2</sub> 的测定相同。所不同的是在步骤(1)中，将 6ml 焦性没食子酸饱和苛性钠溶液注入甲端上部的刻度管内，然后开启甲活塞小孔，待溶液流入 5ml 时，关闭小孔。然后按(2)、(3)和(4)步骤测定 O<sub>2</sub> 百分容积。注意：将 O<sub>2</sub> 完全吸收后的刻度数减去 CO<sub>2</sub> 所占的容积，即为 O<sub>2</sub> 的百分容积。

7. 分析管的洗涤实验完毕，用自来水将管内冲洗干净，然后用 5%醋酸溶液 3ml 沿分析管内壁冲洗一次，最后再用自来水冲洗数次即可。

#### 【思考题】

1. 将所得肺泡气与空气中的 CO<sub>2</sub> 与 O<sub>2</sub> 的百分容积作一比较，分析其不同的原因。

2. 小结使用沈氏气体分析管的体会与经验。

(解景田)

### 实验 41 呼吸通气量的测量

#### 【目的要求】

掌握呼吸通气量的测量方法

#### 【基本原理】

人的性别、年龄及运动情况都会产生不同的呼吸气量。正常安静状态下每次呼吸的气量约 500ml，称潮气量。人可以在正常吸入空气以后，再用力吸入更多的气体；而在正常呼气之后，也能再用力呼气，这个实验就是测量这些呼吸气量的变化。

### 【实验器材】

单筒肺量计、记录纸、橡皮接口、鼻夹、烧杯、75%酒精、酒精棉球。

### 【方法与步骤】

1. 仪器准备单筒肺量计（图 5—4）的主要部件有：

（1）测量装置由两个对口套装的圆筒构成。外筒口向上，筒内有 3 根通气管。内筒又称浮筒，当外商灌满水后，通过吹气口向通气管内充气时，内筒可以上浮。根据筒内气体增加的容积，可测出吹入气体的量。

（2）记录装置浮筒顶端有根吊线，浮筒内容积的变化可以牵动吊线，而吊线的活动又可通过记录笔描记到记录纸上，可以根据需要选择走纸速度，描记出呼吸气量的曲线。

（3）通气管共 3 根，开口于浮筒底部。一根是充  $O_2$  管，可与外界气体相通（图 5 - 4 氧气接头），用以调节浮筒内气体成分。另外两个通气管分别装有钠石灰和鼓风机（用于吸去  $CO_2$  和推动气流），与吹气口三通管相通。

测量前先将外筒装水至水位表要求的刻度。开放氧气接头，使筒内装有一定量的空气，然后关闭氧气口。转动三通管的开关，关闭肺量计，检查是否漏气。打开电源开关，准备好描笔及记录纸。将描笔调节到记录鼓的中部位置上。

2. 肺通气功能的测定方法受试者将消毒橡皮接口连到三通管上，然后用牙齿咬住接口的两条根，而将橡皮口片置于口腔前庭，用鼻夹夹鼻。转动三通开关，用口平静呼吸外界空气，练习口呼吸数分钟。转动三通开关，打开肺量计，再开慢速走纸挡开关，启动记录键，即可测量并记录呼吸气量的变化。

3. 潮气量的测量每次平静呼吸时吸入和呼出空气的容量，约 500ml。进行这项测量时，不要用力呼吸。记录气量并重复测 3 次。然后计算平均潮气量，填入表 5 - 1。

4. 补吸气量测量正常吸气之后再用力吸入空气的容量，约 2800ml。正常呼吸 2—3 次后尽量深吸气，跟着呼入肺量计内，只是到肋骨复位的正常呼气，不要用力，记录其气量并

</PGN0121.TXT/PGN>

表 5-1 呼吸通气量的测量

项目	潮气量(ml)	补吸气量(ml)	补呼气量(ml)	肺活量(ml)	呼吸通气量 ml min
1					
2					
3					
平均					

重复 3 次。用测量得出的数字减去潮气量即为补吸气量，然后计算平均补吸气量。

5. 补呼气量测量正常呼气之后再用力呼气的容量，约 1000ml。正常呼吸 2—3 次后用力呼气。重复 3 次，计算平均补呼气量。

6. 肺活量测量肺内全部可交换气体（即潮气+补吸气+补呼气）约 4500ml。正常呼吸 2—3 次后深吸气和呼气，记录气量，并重复 3 次。



7. 用下列公式计算每分钟呼吸通气量。

潮气 × 呼吸次数/min = 每分钟呼吸通气量 (ml/min)。

8. 用实验数据计算男、女生肺活量的差异。即计算均值 ± 标准误 (SE)、P 值。

**【思考题】**

1. 呼吸通气量受哪些因素影响？
2. 呼吸通气量如何调节？

(谢申玲、赵静)

## 实验 42 家兔呼吸运动的调节

**【目的要求】**

1. 学习测定兔呼吸运动的方法。
2. 观察并分析肺牵张反射以及影响呼吸运动的各种因素。
3. 进一步掌握测定动脉血压的有关技术。

**【基本原理】**

人体及高等动物的呼吸运动所以能持续地节律性地进行，是由于体内调节机制的存在。体内、外的各种刺激，可以直接作用于中枢或不同的感受器，反射性地影响呼吸运动，以适应机体代谢的需要。肺牵张反射是保证呼吸运动节律的机制之一。血液中 CO<sub>2</sub> 分压的改变，通过对中枢性与外周性化学感受器的刺激及反射性调节，是保证血液中气体分压稳定的重要机制。

**【动物与器材】**

兔、兔体手术台、常用手术器械、血压测定装置（见实验 24）、记纹鼓或记录仪、万能杠杆或张力换能器、刺激器、刺激电极、电磁标、止血钳、万能滑车、气管插管、（20ml 及 1ml）注射器、橡皮管（长 1m，内径 0.7cm）、20%氨基甲酸乙酯、生理盐水。

**【方法与步骤】**

急性实验时，记录呼吸运动的方法有两种，一种为通过与气管插管相连的玛利氏气鼓记录呼吸运动；另一种是通过万能杠杆与滑车记录膈肌的运动。本实验采用后一种实验方法。

1. 将动物麻醉后，背位固定于手术台上。剪去颈部与剑突腹面的被毛，切开颈部皮肤，分离气管并插入气管插管。再分离出一侧颈总动脉与双侧迷走神经，穿线备用。

2. 剑突软骨分离术切开胸骨下端剑突部位的皮肤，并沿腹白线再切开长约 2cm 的切口。细心分离剑突表面的组织，并暴露剑突软骨与骨柄。用金冠剪剪断剑突骨柄（图 5 - 5）。注意：不能剪得过深，以免伤及其下附着的膈肌。此时剑突软骨与胸骨完全分离。提起剑突，可见剑突随膈肌的收缩而自由运动。

3. 将缚有长线的金属钩钩于剑突中间部位，线的另一端通过万能滑车缚于记录杠杆上。调节记录系统，使记录笔在记纹鼓上记录出明显的呼吸运动曲线（图 5 - 6）。经过滑车的缚线也可通过换能器在生理记录仪上记录。

4. 按实验 24，从颈总动脉插入动脉插管，并通过水银检压计记录动脉

血压。

#### 5. 观察项目

(1) 开动记纹鼓或记录仪，慢速记录正常的呼吸运动和血压曲线，注意分清吸气与呼气时记录笔移动的方向。

(2) 增加无效腔对呼吸运动的影响将长约 1m、内径 0.7cm 的橡皮管连于气管插管的一个侧管上，用止血钳夹闭另一侧管，使无效腔增加，观察并记录呼吸运动的改变，同时注意血压的变化。

(3) 窒息对呼吸运动的影响将气管插管的两个侧管同时夹闭，观察并记录呼吸运动的变化。待呼吸运动 E 改变后，立即打开止血钳。

(4) 肺牵张反射在气管插管的一个侧管上，借细乳胶管连以 20ml 的注射器。记录一段对照呼吸运动曲线之后，准确地于吸气之末，将注射器内约 20ml 的空气迅速注入肺内，并在推注空气的同时，夹闭气管插管的另一侧管。注意：在注入空气以后，呼吸运动暂时停止于何种状态，为什么？在呼吸运动恢复之后，于呼气之末，用注射器由肺内抽取气体，观察呼吸运动暂停于何种状态，为什么？

双结扎颈部一侧迷走神经后切断，观察并记录呼吸运动的变化。再切断另一侧，对比切断迷走神经前后呼吸频率与深度的变化。然后重复上述实验（向肺内注入空气与由肺内抽取气体），观察并记录呼吸运动是否改变，与迷走神经完整时有何异同？注意：分析哪些是肺牵张反射的效应，哪些属于机械因素引起的后果？如膈肌呼吸运动曲线的变化，除了由于膈肌的收缩和舒张所造成外，尚有向肺内推注空气与抽取气体所引起的膈肌的被动位移。

分别刺激迷走神经中枢端与外周端，观察并记录呼吸运动。注意是否都有变化，为什么？

#### 【思考题】

1. 血液中  $\text{CO}_2$  增多或缺  $\text{O}_2$  时，呼吸运动有何改变，通过哪些途径？
2. 根据实验结果分析肺牵张反射，包括迷走神经吸气抑制反射与迷走神经吸气兴奋反射的反射途径以及对维持正常呼吸节律的意义。
3. 双侧切断迷走神经以后，呼吸运动的变化说明什么问题？

(解景田)

### 实验 43 兔胸内负压的测定

#### 【目的要求】

1. 学习胸内负压的测定方法。
2. 观察在呼吸周期中，胸内负压的变化。

#### 【基本原理】

胸膜腔是由胸膜脏层与壁层所构成的密闭而潜在的间隙。胸膜腔内的压力通常低于大气压，称为胸内负压。胸内负压的大小随呼吸周期的变化而改变。吸气时，肺扩张，回缩力增强，胸内负压加大；呼气时，肺缩小，回缩力减小，负压降低。一旦胸膜腔与外界相通造成开放性气胸，则胸内负压消失。

#### 【动物与器材】

兔、兔体手术台、常用手术器械、止血钳、粗注射针头、水检压计、橡皮管、20%氨基甲酸乙酯。

### 【方法与步骤】

1. 将动物麻醉后，背位固定于兔体手术台上。剪去颈部与右前胸部的被毛。

2. 分离气管，插入气管插管。

3. 将粗针头与水检压计连接。插入胸膜腔之前，需将针头尖部磨钝，并检查针孔是否通畅，连接处是否漏气。

4. 在右腋前线第4、5肋骨上线，将针头垂直刺入胸膜腔内。当看到检压计内的红色水柱随呼吸运动而上下移动时，说明针头已进入胸膜腔内，应停止进针，并固定于这一位置（图5-7）。注意：穿刺时，针头斜面应朝向头侧，首先用较大的力量穿透皮肤，然后控制进针力量，用手指抵住胸壁，以防刺入过深。

5. 观察吸气与呼气时检压计水柱移动的幅度。记下平静呼吸时胸内负压的数值。此时吸气与呼气均为负值。

6. 在气管插管的一个侧管上接一长约1m，内径为0.7cm的橡皮管。夹闭另一侧管，使呼吸运动加强。观察呼气和吸气时检压计水柱之波动，记下其胸内负压之数值。

7. 剪开前胸皮肤，切断肋骨，打开右侧胸腔，造成人工开放性气胸，观察胸内负压之变化。

### 【思考题】

1. 胸内负压是怎样形成的？为什么在呼气和吸气时胸内负压的数值发生变化？

2. 胸内负压的生理意义是什么？人工气胸后，将胸壁切口严密缝合，再将胸膜腔内的空气抽出，胸内负压能否恢复？为什么？

（解景田）

## 第六章 消化

### 实验 44 离体小肠段的生理特性

#### 【目的要求】

1. 了解哺乳动物离体肠段的一般生理特性。
2. 学习离体器官灌流的一种方法。

#### 【基本原理】

哺乳动物的胃肠平滑肌具有自动节律性收缩、伸展性、紧张性和对理化刺激较敏感等生理特性。这些特性对维持消化管一定压力，保持胃肠等一定的形态和位置，适合于消化管内容物的理化变化具有生理意义。在整体内受中枢神经系统和体液因素的调节。本实验观察及记录哺乳动物等离体肠段的一般特性及在一些药物作用下引起的各种效应。

#### 【动物与器材】

兔（大白鼠或鸭）、平滑肌离体灌流恒温装置、常用手术器械、自动控温仪、记纹鼓或记录仪、通用杠杆或张力换能器、温度计、铁支架、 $O_2$ 、棉线、缝针、培养皿、台氏液、肾上腺素（1:10000）、乙酰胆碱（1:100000）、0.5mg/ml 阿托品、0.01%磷酸组织胺、1mol/LNaOH、1mol/LHCl、1%BaCl<sub>2</sub>。

#### 【方法与步骤】

1. 平滑肌离体灌流恒温装置（图 6-1）包括供应营养液和  $O_2$ 、保持恒温及记录平滑肌活动等三部分。营养液和  $O_2$  分别由贮液瓶和氧气瓶经橡皮管由营养管送入，营养管内温度由恒

温水浴连接自动控温仪维持。记录部分用通用杠杆和电动连续记纹鼓，也可用张力换能器和记录仪。

2. 水浴里的水恒温 37℃，营养管内充满台氏液。要不断供应  $O_2$ ，可调节套在连接氧气瓶橡皮管上的螺旋夹，控制气流速度，使气泡一个一个地进入台氏液中。

3. 用铁锤击兔或大白鼠的头部，昏迷后，立即剖开腹腔，取出十二指肠至结肠间的肠段，剪成约 3—4cm 小段，放入室温台氏液内轻轻冲洗，以除去肠的内容物。边洗边通入  $O_2$ ，把肠段夹入另一盛有新鲜台氏液的培养皿内，继续通  $O_2$  备用。

4. 营养管内的溶液保持 37℃，然后取出一小段肠，用缝针将肠的一端穿线结扎（只结扎半边肠腔）。结扎线系于通用杠杆或张力换能器上，肠的另一端则穿入一不锈钢的 S 形小钩，把小钩系于营养管底部的半月形弯钩上，使肠段完全浸浴在台氏液中，并立即通入  $O_2$ 。调节杠杆或换能器的灵敏度后，让肠段稳定 20min，便可以描记其活动曲线。

5. 依次加入各种药物，观察和记录肠段运动的变化。

- |                         |       |
|-------------------------|-------|
| (1) 肾上腺素 (1:10000)      | 2 滴   |
| (2) 乙酰胆碱 (1:100000)     | 1—2 滴 |
| (3) 1mol/LHCl           | 1—2 滴 |
| (4) 1%BaCl <sub>2</sub> | 2—3 滴 |
| (5) 1mol/LNaOH          | 1—2 滴 |

(6) 0.01%磷酸组织胺 1—2 滴

每加入一种药物，当出现反应后，即从侧管放出营养管中的溶液，换入新鲜台氏液，更换 2—3 次，使肠段恢复正常节律。

6. 在换上新鲜台氏液，肠段恢复节律收缩的基础上，加入乙酰胆碱 3 滴，使引起明显效应，再加入 0.5mg/ml 阿托品 3—4 滴，观察加入阿托品后肠段运动的变化。进行这项试验后，需要多次冲洗，肠段才慢慢恢复活动。

#### 【注意事项】

1. 为避免麻醉剂对小肠活动的影响，所以要用铁锤猛击兔或大白鼠的头部，使之迅速昏迷后即取出小肠段。

2. 游离及取出肠段时，动作要快，但要避免过度牵拉或使组织干燥而影响其活性。整个过程应保持营养液恒温和通入  $O_2$ 。

3. 每加入一次药物前需先描记一段肠段运动曲线，加入药物出现效应后，立即冲洗，更换营养液，待活动恢复后，再进行另一次试验。

#### 【思考题】

1. 为什么加入各种药物会引起离体肠段活动的变化？其机理是什么？

2. 加入乙酰胆碱后再加入阿托品，肠段活动受到抑制，为什么？

(谢申玲)

### 实验 45 家禽的腺胃瘘手术

#### 【目的要求】

学习鸟类消化管慢性实验手术方法，为“假饲”实验作准备。

#### 【动物与器材】

鸭或鹅、常用手术器械、眼科手术刀、小胃钳、止血钳、布巾钳、手术巾、鸟体固定台、腺胃瘘套管、缝针、缝线、注射器、敷料、20%氨基甲酸乙酯、碘酒、70%酒精。

#### 【方法与步骤】

##### 1. 手术准备

(1) 手术器械、手术巾、敷料、注射器等均按手术室常规进行灭菌（方法见实验 77），非吸入麻醉剂在注射前亦需消毒。

(2) 选取健康的鸭或鹅，称重，用氨基甲酸乙酯（1g/kg 体重）静脉注射麻醉。注射部位可选翼下的肱静脉或蹼间静脉（图 6-2）。动物麻醉后，背位固定在鸟体固定台上。

(3) 手术野剪毛及消毒剪除羽毛最好在手术室外或准备室内进行。用剪刀将手术野的羽毛剪净，特别要注意剪净细小的绒毛。剪毛后将动物连同固定台搬到手术室，对手术野消毒。对手术野皮肤进行消毒前，可用脱脂棉蘸温肥皂水洗擦。洗净擦干后，用碘酒和 70%酒精按常规方法消毒皮肤。皮肤消毒后，用消毒的手术巾覆盖手术野周围，用布巾钳将手术巾固定在皮肤上。

(4) 腺胃瘘套管的制作胃瘘管可用内径 3—5mm 的塑料管制作。先截取长约 5cm 的塑料管，然后用酒精灯将载玻片或铜片加热后，将塑料管垂直立于其上轻压之，塑料管底部因受热而向周围扩展成圆形底盘。冷却后取下即可应用（图 6-3）。

##### 2. 手术过程

(1) 切开腹壁先从胸骨后突下缘开始向后方沿腹正中线切开皮肤，分离

皮下脂肪层，然后沿腹白线切开腹肌腱膜。切口长度视动物体型大小而异，一般以 3-5cm 为宜。

(2) 暴露腺胃切开腹壁后，可以看到肌胃和肝。腺胃在肌胃前方，被肝左叶覆盖，不能直接看到。轻轻掀起肝左叶，用食管钩沿肌胃贲门端小心伸向背方，钩住肌胃与腺胃交界部，再轻柔地将胃牵拉到腹腔外。用小胃钳夹住腺胃与食管交界部，使之固定不致缩回腹腔。

(3) 安装瘘管安置套管的位置以腺胃后部腹面左侧为宜，在此处两条较大血管之间作一椭圆形荷包口缝线，其长径与血管方向平行，长径长度与套管底盘直径相等（图 6-4），缝线只穿入肌层。

用手指托住腺胃，用眼科手术刀在荷包口缝线圈内作切口，切口方向与荷包口缝线长径平行，切口两端距缝线各 1—1.5mm，切透肌层和粘膜下层。用镊子夹起粘膜，用眼科剪刀剪掉相当于肌层切口长度的一小块粘膜。用消毒棉球或纱布拭净切口处的胃液等。将胃瘘管的内套管底盘轻柔地插入切口内。套管插入后，将荷包口缝线缚紧，注意勿使粘膜外翻到缚线外面。然后，在缚紧的荷包口缝线外围作第二道荷包口缝线，与第一道缝线相距 2—3mm，结扎端应位于第一道缝线结扎端的相对方向。缚紧第二道缝线时，即可将第一道缝线完全淹没（图 6-5）。

内套管安置后，可将周围的结缔组织套在套管基部，然后将胃送回腹腔内复位。在腹壁中线切口前部的左侧，用眼科手术刀由腹腔内面向外作一穿透切口。切口长度以

略大于套管直径为宜。将内套管由切口穿出到腹壁外。再将外套管套上。使外套管底盘紧压在皮肤上。然后将内、外套管剪齐，用烧热的铜片在剪齐部加热，使内外管融合。

(4) 按外科常规方法逐层缝合腹壁。

3. 术后护理创口要包扎保护，防止感染，术后第 1 天禁食，第 2 天起可给流食，一周后可按正常制度喂饲。

【思考题】

小结家禽胃瘘手术成功的关键

(蓝书成)

## 实验 46 家禽的食管切开术与假饲实验

【目的要求】

1. 学习家禽食道切开术的实验方法。
2. 学习假饲的实验方法，观察胃腺分泌的调节。

【基本原理】

动物在消化时胃液分泌的调节包括三个相期：头期、胃期和肠期。假饲实验充分证明了头期的胃液分泌。假饲时，虽然动物吞下的食物由食管切开处漏出，并未进入胃内，经一定时间后仍能引起胃液的分泌，此为条件反

射性分泌。另外，如果只让动物观看食物，不让其进食，也能引起胃液分泌，此为条件反射性分泌或心理性分泌。这两种胃液分泌的刺激均

来自头部，故称为头期。

### 【动物与器材】

鸭或鹅、常用手术器械、止血钳、蚊式止血钳、布巾钳、消毒手术巾、鸟体固定台、鸟头固定夹、假饲实验架、假饲固定衣、消毒纱布、药棉、缝针、缝线、食盘、离心分离管、20%氨基甲酸乙酯、任氏液。

### 【方法与步骤】

1. 食管切开术选用健康鸭，在一天前进行腺胃瘻手术，第二天再进行食管切开术（亦可同时进行）。术前先腹腔注射氨基甲酸乙酯（1g/kg 体重）麻醉。背位固定在手术台上，将头部固定，用湿纱布将颈部羽毛润湿，在颈中线分开羽毛露出一条无羽线可直接露出皮肤。在此线上用碘酒棉球消毒皮肤，再用 75%酒精脱碘。覆盖手术巾。沿颈中线将已消毒的皮肤切开长约 3.5 - 4cm 的切口（不同鸟类切口长度不一、鸭 3.5 - 4cm、鹅 4—4.5cm、鸡 3—3.5cm）（图 6 - 6），用蚊式止血钳分离皮下结缔组织和纵走的胸骨舌骨肌，即可看到气管。在气管右

侧下部找出食管，并用止血钳再分离周围的结缔组织，然后用左手食指钩住食管，将其提到胸舌骨肌的外面，随后将食管下部的两条胸骨舌骨肌并在一起用间断缝合法缝合。缝合时，先缝合食管下部两端，并将食管后壁连同胸骨舌骨肌缝在一起（缝合线只能穿过肌层不能穿透食管粘膜层）。这样便可以已提出来的一段食管固定在胸骨舌骨肌层上（图 6 - 7）。

在外露的食管腹面正中线切开 2/3 周的切口，将食管内壁的粘膜外翻，然后将切口的边缘部肌层与皮肤切口对齐，作连续缝合（图 6 - 8）。缝合后用红汞棉球擦拭以防感染。

2. 术后护理术后会从食道瘻口流失一定量粘液，为防止机体丧失水分，可在手术当日向血液内注入 40ml 葡萄糖液（5%）。术后第二天开始，每天要从食管瘻口向食管下压送粥状或稍干的食物 2 次，并放在笼内由专人管理（图 6 - 9）。

### 3. 假饲实验

（1）实验前一天禁食。

（2）给动物穿上固定衣，并缚于假饲固定架。

（3）从固定衣上的瘻管引出孔处将胃瘻管引出，用离心分离管或玻璃试管套入其上，以便收集胃液（图 6 - 10）。

（4）先在食盘上放置青菜与饲料，打开胃瘻管。只让动物看到饲料，但不让其进食，观察有无胃液分泌。记录胃液分泌的时间，每分钟的分泌量，并测定胃液的 PH 值。

（5）休息 30min 后，开始假饲实验。让动物吃食，食物由食管切开处漏

出，观察此时胃液的分泌。记录分泌时间，每分钟分泌量及胃液的 PH 值。

**【思考题】**

1. 只看到食物，并未进食为什么能引起胃液分泌？讨论其生理机制。
2. 假饲为什么能引起胃液分泌？通过哪些途径？你能否进一步设计 1—2 个实验加以证实？

(蓝书成)

## 实验 47 大白鼠胃液分泌的调节

**【目的要求】**

1. 学习测定胃液分泌的实验方法。
2. 观察胃的泌酸机能及迷走神经和组织胺对胃液分泌的调节作用。

**【基本原理】**

胃粘膜有许多腺体。胃底和胃体粘膜的腺体分泌胃蛋白酶和盐酸，一般所称的胃液，就是指这部分液体。在一般情况下，胃液的分泌受神经与体液性调节。

**【动物与器材】**

大白鼠、常用手术器械、刺激器、止血钳、直径 2-3mm 长约 15cm 细塑料管、纱布垫、碱式滴定管和支架、2ml 及 5ml 注射器、100ml 锥形瓶、保护电极、棉线、0.01mol/LNaOH、1%酚酞、3%戊巴比妥钠、阿托品 (0.5mg/ml)、0.01%磷酸组织胺、生理盐水。

**【方法与步骤】**

1. 取 350g 以上大白鼠两只，雌雄均可。预先禁食 18-24h，任其自由饮水。实验时，用戊巴比妥钠溶液腹腔麻醉，剂量为 30—50mg/kg 体重，用棉绳缚其四肢，背位固定于手术台上。

2. 将颈中部被毛剪去，作长约 1.5cm 的皮肤切口，分离肌肉，找出气管，插入塑料气管插管。

3. 将上腹部被毛剪去，在剑突下腹部正中剪一长约 3cm 的切口，沿腹白线剖开腹腔，在左上腹内找到食管、胃和十二指肠。将胃移至腹腔外沾有生理盐水的纱布垫上，于贲门处分离食管表面的迷走神经，穿线备用。用另一根线穿绕贲门一周，在大白鼠口腔内插入塑料套管，套管一端达咽部，另一端在口腔外。将细塑料管通过此套管、食管、贲门而插入胃内约 2cm。用手指在胃表面触到胃内的细塑料管后，即将贲门处的线结扎，以免套管滑脱。

4. 在胃和十二指肠交界处穿两根线，两线相距约 1cm。先把十二指肠远端的线结扎，然后在十二指肠近幽门端的肠壁上剪一小孔，把细塑料管向幽门方向插入胃内，深约 1cm，将事先准备好的线结扎，以固定此塑料管。

5. 胃液样品的收集和胃酸的测定用注射器将大量温热的生理盐水冲洗胃，使残留食物由胃插管流出体外，流出的盐水澄清时即表示胃被洗净。然后将胃送入腹腔，用蘸有温热生理盐水的纱布垫覆盖，避免体温下降。或用灯泡照射，以维持动物体温。30min 后，每次用 5ml 生理盐水冲洗胃，用锥形瓶收集由幽门端流出的液体 2min，连续冲洗 3 次，共收集 3 个胃液样品，以此作为正常对照。

以酚酞为指示剂，用 0.01mol/LNaOH 溶液滴定每次所收集的胃液样品，将中和胃酸所用去的 NaOH 量 (L) × mol/LNaOH 克当量，即为每次胃酸排出



量，换算成  $\mu\text{mol/L/2min}$  来表示。

6. 迷走神经对胃液分泌的调节作用刺激迷走神经，每次持续 5s，间隔 20s，30s 后按上法收集样品和测定胃酸排出量。

7. 组织胺对胃液分泌的作用切断迷走神经，待 20min 后，收集一次对照样品，立即从皮下注射磷酸组织胺（1mg/kg 体重），再连续收集 3—4 个样品，测定其胃酸排出量。

8. 阿托品对胃液分泌的作用用另一只大白鼠，找出两侧迷走神经。刺激迷走神经，收集两次胃液样品，测定其胃酸排出量。然后再从皮下注射阿托品（1mg/kg 体重）5min 后再重复刺激迷走神经，并收集两次胃液，测其胃酸含量，比较结果有何不同？

**【注意事项】**

1. 为保证胃液分泌，大白鼠不宜麻醉太深。
2. 因大白鼠的迷走神经很细，容易拉断，分离时要非常细心。

**【思考题】**

迷走神经、组织胺及阿托品对胃酸的分泌有何作用？

（谢申玲）

## 实验 48 神经系统对消化管运动的调节

**【目的要求】**

观察动物在体胃肠运动及调节。

**【基本原理】**

胃肠道平滑肌经常维持着一定的紧张性收缩，在体内它受神经和体液的调节。在神经及某些药物的作用下，这种紧张性及运动节律可发生改变。

**【动物与器材】**

兔或鸭（实验前需喂食）、常用手术器械、保护电极、刺激器、注射器、手术台、20%氨基甲酸乙酯溶液、乐氏液、阿托品（0.5mg/ml）、新斯的明（1mg/ml）。

**【方法与步骤】**

1. 用氨基甲酸乙酯溶液（1g/kg 体重）麻醉兔，背位固定于手术台上。剪去颈部的毛，沿颈部中线切开皮肤，分离肌肉，找出一侧迷走神经，穿两根线备用。分离咽喉下面一段长约 3cm 的气管，并切除，以便观察食管的蠕动。在气管的断端插入气管插管。

2. 观察下列实验项目

- （1）观察正常情况下食管有无蠕动。
- （2）用中等强度的连续脉冲直接刺激食管，观察有何反应。
- （3）刺激迷走神经，观察有无吞咽活动及食管蠕动波发生。
- （4）将一侧迷走神经剪断，分别刺激其中枢端和外周端，观察食管的反应有何不同。

3. 将腹部的被毛剪去，自剑突沿腹中线切口，剖开腹腔，露出胃和肠。在膈下食管的末端找出迷走神经前支，套上保护电极。在左侧腹后壁肾上腺的上方找出左侧内脏大神经，套上保护电极。观察下列实验项目：

（1）观察正常情况下胃和小肠的运动，注意其紧张度（可用手指触胃以测其紧张度）。

- (2) 用连续脉冲刺激膈下迷走神经, 观察胃肠运动的变化。
- (3) 用连续脉冲刺激左侧内脏大神经, 观察胃肠运动的变化。
- (4) 由耳缘静脉注射新斯的明 0.2—0.3mg, 观察胃肠运动的变化。
- (5) 在新斯的明作用的基础上, 由耳缘静脉注射阿托品 0.5mg, 再观察胃肠运动的变化。

**【注意事项】**

为避免腹腔内温度下降及消化管表面干燥, 影响胃肠运动, 应经常用温热的生理盐水湿润。

**【思考题】**

1. 正常情况下胃肠运动有哪些形式?
2. 迷走神经和内脏大神经对胃肠运动有何作用?

( 谢申玲 )

## 实验 49 家兔在体小肠平滑机电活动的描记

**【目的要求】**

1. 学习在体小肠平滑机电活动的记录方法。
2. 观察电活动的波形。

**【基本原理】**

利用在体小肠浆膜上安放吸附电极的方法, 可以引导出小肠平滑肌的电变化, 包括平滑肌本身所具有的自发的周期性的基本电节律(慢波和其上的锋电位)快波(图 6 - 11)。慢波出现时, 并不一定引起肌肉收缩。当慢波超过临界水平, 加上其它的影响因素, 可以触发一个或多个动作电位, 从而引起平滑肌的收缩。

随着动物的种类、肠段的部位以及安放电极的不同, 引导出电活动的波形、频率有所差异。通常靠近口端的部位, 其自发节律较快。

**【动物与器材】**

家兔、常用手术器械、手术台、二道生理记录仪、张力换能器、吸附电极、缝针、缝线、20%氨基甲酸乙酯溶液、温热生理盐水、乙酰胆碱(1 1000)、阿托品。

**【方法与步骤】**

1. 吸附电极的制作取直径 0.9cm 硬质塑料管一段, 在酒精灯上软化后缓缓拉长, 其细端直径为 1—1.5mm。取长约 5—10cm 切断, 其中包括 5cm 左右的粗端(图 6 - 12 左侧)。于粗细管交界处的粗端, 由壁外插进一根细银丝(尖端圆钝), 直插至离细口端 1mm 处。用塑胶或 502 胶将插孔封闭。注意: 管壁不能漏气, 否则难以吸附。最后在粗端加一个适宜的吸管头, 便完成了吸附电极的制作。使用时, 用手夹捏吸管头, 细口端接触小肠浆膜, 手放松后, 细口端便吸附在肠壁上。

2. 手术常规氨基甲酸乙酯(1g/kg 体重)麻醉动物后, 背位固定于手术台上。腹部剪毛, 沿腹正中线切开皮肤, 并沿腹白线剪开肌肉。将切口的腹壁四角用皮钳夹住并挂起成袋状。

在胸部正中近剑突软骨处缝一皮肤连线，接张力换能器，描记呼吸运动。

3. 按图6—12连接仪器。记录仪的两前级放大器输入分别连两吸附电极和张力换能器，腹壁切口接地。接吸附电极的放大器参数：灵敏度2—0.5mV/cm，时间常数2s，滤波100Hz，走纸速度1—2.5mm/s。接张力换能器的放大器参数依照换能器敏感量程的大小而异，以显示清晰的呼吸波为准。一般时间常数取2s或直流，滤波10Hz。

4. 固定吸附电极选择运动较明显的肠段，将电极对准吸附部位（沿小肠的纵轴方向）并吸附其上，两电极相距约1—2cm。注意：吸附部位需选择肠系膜对侧血管较少的肠段，并可用玻璃解剖针适当拨动肠管，或插入一弯玻璃棒于肠管间，固定一段小肠，以利于安放电极或观察肠管运动。

#### 5. 实验观察

(1) 分别观察十二指肠、空肠与回肠的慢波与锋电位，并观察相应肠段的运动强度与节律。

(2) 于肠段表面加一滴乙酰胆碱，观察电活动的频率、幅度与小肠运动的变化。

(3) 于肠段表面加38℃生理盐水，观察其变化。

(4) 于肠段表面滴加阿托品1—2滴，观察其变化。

#### 【注意事项】

1. 家兔小肠壁较薄，被吸附电极长时间吸附后，电位逐渐降低。实验中需适当地更换吸附部位。

2. 平滑肌对温度极为敏感，整个实验应注意保温。

#### 【思考题】

1. 根据观察与记录，试分析平滑机电活动与相应肠段运动的关系。

2. 乙酰胆碱与阿托品对平滑机电活动有何影响？

3. 试设计一实验，证明交感神经与副交感神经对小肠平滑机电活动的影响。

(林之明)

## 实验50 离体小肠平滑机电活动的描记

#### 【目的要求】

1. 学习离体小肠平滑机电活动的描记方法。

2. 观察离体小肠平滑机电活动的波形及其与收缩运动的关系。

#### 【基本原理】

小肠离体后置于适宜的理化环境中，仍可引导出慢波和快波两种电活动。慢波是平滑肌本身所具有的自发的缓慢的电变化，是一种肌源性的电活动，并不因神经传导的阻断而消失。慢波虽不能直接引起肌肉收缩，但可提高平滑肌的兴奋性，可使膜电位向暴发锋电位的水平移动，而锋电位则可引起一次肌肉收缩。

#### 【动物与器材】

大白鼠或家兔、常用手术器械、手术台、二道生理记录仪、恒温平滑肌槽、不锈钢电极、铁锤、缝针、缝线、台氏液、肾上腺素(1:10000)、乙酰胆碱(1:100000)、阿托品。

#### 【方法与步骤】

1. 按图 6 - 13 连接仪器。引导电极与张力换能器分别连接二道生理记录仪两个前级放大器输入端。放大器灵敏度 0.5 - 1mV/cm, 时间常数 2s, 高频滤波 15—30Hz, 走纸速度 1—2.5mm/s。装好一套恒温平滑肌槽。浴槽内盛约 40ml 室温台氏液, 将充满空气的球胆经由橡皮管连至浴槽内的“L”型通气管上, 调节橡皮管上的螺丝夹, 使气泡大约以 30 - 40 个/min 的速度进入浴槽, 以供 O<sub>2</sub>。

2. 手术取大白鼠或家兔一只, 用铁锤猛击头部致昏迷后, 迅速剖开腹腔。在十二指肠附近, 取出一段 10—12cm 长的小肠, 在室温台氏液中冲洗后, 将其分为 4 段 (作为 4 个样本)。在每段小肠的一端, 用两根直径为 0.10—0.15mm, 末端裸露 0.1mm 的绝缘不锈钢丝, 以与肠的纵轴垂直的方向插入浆膜下约 3mm, 用缝线将电极固定于浆膜层, 以防脱落。两电极间距 2mm。在肠段的两端用连线的蛙心夹夹住, 一端连浴槽内的“L”型通气管上, 距引导电极近的一端连张力换能器, 以描记肠管的收缩运动。

### 3. 实验观察

(1) 记录肠段在室温台氏液中的电活动及收缩运动。

(2) 将浴槽的台氏液温度逐渐升到 37—38℃, 记录电活动和收缩活动的变化。

(3) 将台氏液的温度稳定于 37℃, 加乙酰胆碱 (1 : 100000) 1—4 滴于浴槽中, 观察其变化。记录后用预先准备的 37℃ 左右的新鲜台氏液更换, 冲洗浴槽 2—3 次。

(4) 肠段恢复正常活动后, 滴加阿托品溶液 2—3 滴, 观察其活动的变化。

(5) 在上述基础上再迅速滴加乙酰胆碱 (1 : 100000) 1—4 滴, 观察其变化 (图 6—14)。

(6) 同法, 用肾上腺素 (1 : 10000) 滴加 1—4 滴, 观察电活动和收缩活动的变化。

### 【注意事项】

1. 在冲洗离体小肠标本时, 要放在室温台氏液中进行, 如放入温热 (38℃) 台氏液中冲洗, 可使肠段活动抑制。

2. 靠近小肠的一端缝电极, 并使两电极部位的肠段露出液面, 注意滴加台氏液, 以保持其湿润。

3. 引导电极的末端不要裸露过多, 两引导电极间距不要太大, 以免因引导电极同时记录

到许多相邻的非同步的起搏细胞的电位变化而造成的幅度和波形的不规整。

4. 标本最好在浴槽的台氏液中稳定 5—10min 后再开始描记。

5. 浴槽内的台氏液温度应始终保持在 37℃, 并注意通气情况, 以免缺 O<sub>2</sub>。

6. 在实验过程中, 可根据肠段活动的情况, 适当增加药物剂量。

### 【思考题】

1. 与心肌和神经干的电活动相比, 平滑肌的电活动有何特点?

2. 乙酰胆碱、肾上腺素和阿托品对离体小肠电活动有何影响? 为什么?

3. 试述离体小肠的慢波和快波与肠段运动的关系。

(金白兰、王合轩)

## 第七章 代谢

### 实验 51 大白鼠耗氧量的测定

#### 【目的要求】

学习测定小动物耗氧量的一种简单方法。

#### 【基本原理】

通过测定动物在一定时间内的耗氧量，可以计算其代谢率。

#### 【动物与器材】

大白鼠、胶塞、棉球、500ml 广口瓶、温度计、5ml 注射器、2×10cm 试管（底开口）、10%KOH 溶液、水检压计、甲基蓝溶液。

#### 【方法与步骤】

按图 7—1 安装测定小动物耗氧量的简单装置。

1. 测定耗氧量的装置主要为一个 500ml 的广口瓶，瓶盖为胶塞，其上钻有 3 个小孔：一个插 50 的温度计，以测量瓶中的气温；一个与水检压计相连，以测量瓶中的气压；另一个则插入一支底部开口的试管，开口的边缘向内翻，放一小块浸透 KOH 溶液的棉球，以吸收动物呼出的 CO<sub>2</sub>。

试管上端盖上胶塞，其中也钻一小孔，插入 5ml 注射器。测定开始时，胶塞周围涂一薄层液体石蜡，以防漏气。水检压计的水柱应放至 0 刻度，水中可加少量甲基蓝溶液，以便读数。

2. 用注射器向广口瓶内推入 5ml 空气，使水检压计的水柱上升。静置数分钟后，如水柱液面稳定，表示装置密封良好，可进行测定。

3. 把大白鼠放入广口瓶内，塞紧胶塞，待 3 - 5min，让动物适应测定环境和使瓶内的温度稳定，并记录瓶内的温度。

4. 测定时使注射器的管芯保持在 0 位，并记录水检压计上水柱液面的读数，然后向广口瓶内注入 5ml 空气，使检压计的水柱升高，当大白鼠在瓶内进行呼吸耗氧时，装置内气体容积减少，则

压力计的水柱液面缓慢下降。记录消耗 1mlO<sub>2</sub> 所需的时间。重复测定 2—3 次，取其较稳定的数值计算大白鼠的耗氧率。

#### 【注意事项】

1. 整个系统的活塞要盖牢。确保不漏气。

2. 注射 5ml 空气入广口瓶内时，压力计中上升的液面要维持恒定，如果液面自动迅速下降，则是漏气，并非大白鼠呼吸造成的。

#### 【思考题】

1. 能量代谢受哪些因素影响？

2. 利用耗氧量怎样计算代谢率？

（谢申玲）

### 实验 52 甲状腺激素对代谢的影响

#### 【目的要求】

观察甲状腺激素对机体的作用

### 【基本原理】

甲状腺激素能使动物基础代谢率增高，需氧量增多。应用甲状腺激素制剂的动物放入密闭器时，对缺氧敏感性提高，与对照组动物比较，容易因缺氧窒息而死亡。

### 【动物与器材】

小白鼠 20 只、鼠笼、鼠饮水器、注射器或灌胃管、1000ml 广口瓶、测量耗氧量装置、甲状腺激素制剂。

### 【方法与步骤】

1. 将健康小白鼠按性别、体重（18—22g）均匀分为对照组与给药组，每组 10 只。
2. 给药组动物可采用灌胃法饲给甲状腺激素制剂，每日 5mg，连续用药 2 周。对照组动物给等容积生理盐水。
3. 试验方法有二种，可选择进行。
  - (1)将每只小白鼠分别放入容积 1000ml 的广口瓶中，把瓶口密封后，立即观察动物的活动，并记录其存活时间。最后汇总全组动物的实验结果，计算平均存活时间，并与对照组结果进行比较。
  - (2)按实验 51 方法将每只小白鼠分别放入测量耗氧量装置的广口瓶中，分别测定它们的耗氧量，最后汇总全组动物的实验结果，计算平均耗氧量，实验组与对照组进行比较。

### 【注意事项】

1. 室温升高能增加动物对缺氧的敏感性，故实验室温度应保持在 23 左右为宜。
  2. 据报道，本实验选用雄性动物结果较稳定。
- 【思考题】
1. 影响代谢率的因素是哪些？
  2. 甲状腺素怎样调节机体的代谢？

（谢申玲）

## 第八章 排泄

### 实验 53 尿生成的调节

#### 【目的要求】

1. 学习输尿管插管技术。
2. 观察影响尿量的几种因素。

#### 【基本原理】

尿的生成过程包括：肾小球的过滤作用；肾小管与集合管的重吸收作用；肾小管与集合管的分泌作用。在整体内，这 3 个过程往往受到生理性的调节。凡影响这些过程的因素，都可影响尿的生成而引起尿量的改变。

#### 【动物与器材】

家兔、手术台、常用手术器械、动脉血压描记装置、记纹鼓、记时装置和电磁标（或用二道生理记录仪和血压换能器、刺激器、保护电极、记滴器、动脉插管和膀胱插管（或细塑料管）、小漏斗、刻度试管、2ml 及 20ml 注射器、20%氨基甲酸乙酯溶液、20%葡萄糖注射液、肝素生理盐水溶液（100 单位/ml）、生理盐水、10%Na<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> 溶液、肾上腺素（1:10000）、垂体后叶素（5 单位/ml）

#### 【方法与步骤】

1. 取家兔一只，用 20%氨基甲酸乙酯（1g/kg 体重）耳缘静脉注射，麻醉后，背位固定于手术台上，剪去颈部和下腹部的被毛。在颈部正中线切开皮肤，先分离出气管，插气管插管；再分离左侧颈总动脉和右侧迷走神经。在其下面各穿两根线备用。手术完毕后，用蘸温热生理盐水的纱布覆盖创面。

2. 在下腹部正中线作长约 4cm 的皮肤切口，沿腹白线切开腹壁，用手轻轻将膀胱移出腹腔外蘸温热生理盐水的纱布垫上，便可以进行插管。

3. 插管的方法有两种

(1) 输尿管插管导尿认清输尿管进入膀胱背侧部位后 细心地分离出一侧输尿管。先在靠近膀胱处穿线结扎，再在离此结扎线约 2cm 处穿一条线，用眼科剪在管壁上剪一斜向肾侧的小切口，插入充满生理盐水的细塑料管，用缚线结扎固定（图 8-1）。将此导尿的塑料管连接至记滴装置，通过电磁标在记纹鼓上记录尿流量（滴/min）。如果不用记滴器，也可将导尿塑料管连接小漏斗及刻度试管，直接计算尿流量（ml/min）。

(2) 膀胱插管导尿插管前亦应先认清膀胱和输尿管的解剖部位。用线结扎膀胱颈部，以阻断同尿道的通路。然后在膀胱顶部选择血管较少处，作一直径约 1.5cm 的荷包缝合，在其中央沿纵向剪一小切口，插入膀胱插管（或膀胱漏斗）。把切口周围的缝线拉紧，结扎固定。插管口最好正对输尿管在膀胱的入口处，但不要紧贴膀胱后壁而堵塞输尿管。膀胱插管的另一端则用导管连接至记滴器或刻度试管，记录尿流量。手术完毕后，用温热的生理盐水纱布覆盖腹部创口。

4. 记录血压在左颈动脉插入充满抗凝剂（柠檬酸钠溶液或肝素生理盐水）的动脉插管，记录血压。在血压曲线的下方，用 3 个电磁标依次标记尿流量（滴数）、刺激记号和时间间隔。如用二道生理记录仪取代记纹鼓、水银检压计和电磁标等，动脉插管用橡皮管连接至血压换能器，换能器连接到生理记录仪的血压放大器的输入端，进行放大和记录血压。

5. 实验观察待尿流量和血压稳定后,即可进行下列各项实验观察。每项实验开始时,都应先记录一段尿量和血压曲线作为对照;然后进行注射或刺激,并连续记录和观察至效应明显和恢复过程。

(1)自耳缘静脉注射温热(38℃)的生理盐水 30ml,观察血压和尿量的变化。

(2)自耳缘静脉注射 20%葡萄糖液 15ml,观察其变化。

(3)自耳缘静脉注射 1:10000 肾上腺素 0.5ml,观察其变化。

(4)自耳缘静脉注射 10%Na<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> 溶液 4ml,观察其变化。

(5)结扎并剪断右侧颈迷走神经,用中等强度的连续脉冲刺激其外周端 20—30S,使血压降低至 40—50mmHg。观察尿量的变化。

(6)自耳缘静脉注射垂体后叶素 2 单位,观察和记录其变化 20min。

将上述实验结果填入表 8-1。

表 8-1 若干因素对尿量的影响

影响因素	尿量滴(min)		变化率(%)	血压(mmHg)		变化率(%)
	对照	实验		对照	实验	
生理盐水						
20%葡萄糖液						
肾上腺素						
10%Na <sub>2</sub> SO <sub>4</sub> 溶液						
刺激迷走神经外周端						
垂体后叶素						

#### 【注意事项】

1. 实验前给兔多喂青菜,或用导尿管向兔胃中灌入 40—50ml 清水,以增加其基础尿流量。

2. 实验中需多次进行耳缘静脉注射,注射时应从耳缘静脉远端开始,逐步移近耳根。手术的创口不宜过大,防止动物的体温下降,影响实验。

3. 输尿管手术的难度较大,应注意防止导管被血凝块堵塞,或被扭曲而阻断尿液的流通。

#### 【思考题】

1. 从表 8-1 所记录各项实验中尿量和血压等变化,试分析出现这些变化的机制。

2. 为什么注射垂体后叶素后,观察反应的时间应长些,试从观察结果分析其抗利尿作用和缩血管作用。

(谢申玲)

### 实验 54 刺激支配膀胱的神经引起的反应

#### 【目的要求】

观察膀胱活动的神经调节。

#### 【基本原理】

支配膀胱的神经为盆神经与腹下神经。盆神经兴奋可引起膀胱逼尿肌收缩和内括约肌松弛,促使膀胱排尿。腹下神经对逼尿肌活动没有明显作用,



但能使内括约肌紧张性增强，阻止排尿。

**【动物与器材】**

兔、手术台、常用手术器械、刺激器、保护电极、20%氨基甲酸乙酯、生理盐水、纱布垫。

**【方法与步骤】**

1. 用 20%氨基甲酸乙酯（1g/kg 体重）静脉注射麻醉兔，背位固定于手术台上。

2. 在下腹部靠近耻骨联合上缘，沿正中线作约 4cm 皮肤切口，沿腹白线剪开腹壁及腹膜，暴露膀胱。用手将膀胱轻轻移出腹外的一块浸湿生理盐水的纱布垫上，在膀胱底两侧找到输尿管。

3. 分布于膀胱上的神经（包括盆神经和腹下神经）是沿膀胱两侧的输尿管与血管伴行（图 8-2）。用小止血钳将一侧血管及神经从膀胱壁上分离出一小段，穿线后提起，用保护电极将血管与神经一起钩住，以中等强度连续脉冲刺激神经，观察膀胱的反应。通常出现盆神经受刺激的效应。

**【思考题】**

说明膀胱的神经支配与排尿的关系。

（谢申玲）

## 第九章 中枢神经系统

### 实验 55 反射时的测定及反射弧的分析

#### 【目的要求】

1. 学习测定反射时的方法。
2. 了解反射弧的组成。

#### 【基本原理】

从皮肤接受刺激至机体出现反应的时间为反射时。反射时是反射通过反射弧所用的时间，完整的反射弧则是反射的结构基础。反射弧的任何一部分缺损，原有的反射不再出现。由于脊髓的机能比较简单，所以常选用只毁脑的动物（如脊蛙或脊蟾蜍）为实验材料，以利于观察和分析。

#### 【动物与器材】

蟾蜍或蛙、常用手术器械、支架、蛙嘴夹、蛙板、蛙腿夹、小烧杯、小玻璃皿（2个）、小滤纸片、棉花、秒表、纱布、0.5%及1%硫酸溶液、2%普鲁卡因、水。

#### 【方法与步骤】

1. 取一只蟾蜍或蛙，只毁脑（按实验1方法操作）称脊蛙或脊蟾蜍，腹位固定于蛙板上。剪开右侧股部皮肤，分离出坐骨神经穿线备用。

2. 取下蛙腿夹，用蛙嘴夹夹住脊蟾蜍下颌，悬挂于支架上（图9-1）。将蟾蜍右后肢的最长趾浸入0.5%硫酸溶液中2-3mm（浸入时间最长不超过10s），立即记下时间（以秒计算）。当出现屈反射时，则停止计时，此为屈反射时。

立即用清水冲洗受刺激的皮肤并用纱布擦干。重复测定屈反射时3次，求出均值作为右后肢最长趾的反射时。用同样方法测定左后肢最长趾的反射时。

3. 用手术剪自右后肢最长趾基部环切皮肤，然后再用手术镊剥净长趾上的皮肤。用硫酸刺激去皮的长趾，记录结果。

4. 改换右后肢有皮肤的趾，将其浸入硫酸溶液中，测定反射时，记录结果。

5. 取一浸有1%硫酸溶液的滤纸片，贴于蟾蜍右侧背部或腹部，记录擦或抓反射的反射时。

6. 用一细棉条包住分离出的坐骨神经，在细棉条上滴几滴2%普鲁卡因溶液后，每隔2min重复步骤4（记录加药时间）。

7. 当屈反射刚刚不能出现时（记录时间），立即重复步骤5。每隔2min重复一次步骤5，直到擦或抓反射不再出现为止（记录时间）。记录加药至屈反射消失的时间及加药至擦或抓反射消失的时间，并记录反射时的变化。

8. 将左侧后肢最长趾再次浸入0.5%硫酸溶液中（条件不变）记录反射时有无变化。毁坏脊髓后再重复实验，记录结果。

#### 【注意事项】

1. 每次实验时，要使皮肤接触硫酸的面积不变，以保持相同的刺激强度。
2. 刺激后要立即洗去硫酸，以免损伤皮肤。

#### 【思考题】

以实验结果为根据，以严密的逻辑推理方式说明反射弧的几个组成部分。

(赵静)

## 实验 56 中枢抑制现象

### 【目的要求】

1. 学习蛙类开颅的方法。
2. 观察中枢抑制现象。

### 【基本原理】

中枢神经系统的高级部位对低级部位的反射活动不但有兴奋作用，而且有抑制作用。这种抑制作用保证了中枢神经系统的多样性和协调性。中枢抑制是谢切诺夫首先发现的，所以又称谢切诺夫抑制。

### 【动物与器材】

蟾蜍或蛙、常用手术器械、蛙嘴夹、蛙腿夹、蛙板、支架、小烧杯、小玻璃皿、滴管、纱布、棉球、0.5%硫酸溶液、食盐结晶粒、任氏液、水。

### 【方法与步骤】

1. 将蟾蜍腹位固定在蛙板上，用手术刀沿头部中线切开皮肤，再用手术镊自切口向两侧分开，剪去颅顶上的皮肤。用金冠剪自鼻孔向后小心打开颅骨，去掉脑膜，暴露脑组织。看清脑的各部分(图 9-2)，用手术刀在间脑处作一横切，除去大脑(若有出血，可用小棉球止血)。去掉蛙腿夹，将蟾蜍悬挂在支架上。待其安静后进行实验。

2. 按实验 55 的方法测定右侧后肢最长趾的平均反射时作为对照。

3. 用小棉球吸干脑断面的液体，将一小米粒大小的食盐粒放在间脑断面上，并立即测其反射时，观察反射时有何变化。待反射时明显延长后，移去食盐粒，用任氏液冲洗断面，并用棉球吸干。隔 2min 后再测定反射时，观察是否恢复。如放食盐后，动物四肢僵直，则应立即除去食盐，用任氏液冲洗断面。待反射时稳定后，再重复上述实验。

### 【注意事项】

每次测反射时应保持刺激强度不变。

### 【思考题】

食盐粒放在间脑断面后反射时发生什么变化？反射时延长说明什么问题？

(赵静)

## 实验 57 脊髓背根和腹根的机能

### 【目的要求】

1. 学习暴露脊髓和分离脊神经背、腹根的方法。
2. 了解背根和腹根的不同机能。

### 【基本原理】

脊神经的背根是由传入神经纤维组成，具有传入机能；腹根由传出神经

纤维组成，具有传出机能。若切断背根，则相应部位的刺激不能传入中枢；若切断腹根，不能传出冲动，则其所支配的效应器也不再发生反应。

#### 【动物与器材】

蟾蜍或蛙、常用手术器械、弯头金冠剪、刺激器或多用仪、小型弯头露丝电极、蛙板、蛙腿夹、滴管、棉花、红色和白色细丝线、任氏液。

#### 【方法与步骤】

1. 将蟾蜍或蛙毁脑后腹位固定于蛙板上。沿背部中线剪开皮肤，向前开口至耳后腺水平，向后开口至尾杆骨中段。用剪刀小心剪去脊椎两侧的纵行肌肉及椎间肌肉，暴露椎骨。

2. 用金冠剪横向剪断环椎，然后将弯头金冠剪小心伸入椎管，自前至后逐节剪断两侧椎弓（图 9-3），移去骨片，暴露全部脊髓（勿损伤脊髓）。

3. 用眼科镊轻轻挑开脊髓表面的银灰色或黑色脊膜，再用任氏液冲洗马尾部，小心识别第 7—10 对脊神经背根和腹根（图 9-4）。用玻璃解剖针分离一侧第 9 对脊神经的背、腹根（背根近椎间孔处有淡黄色、半个小米粒大小的脊神经节），将背根穿两条白色丝线，腹根穿两条红色丝线备用。放松两后肢即可进行实验观察。

(1) 提起白丝线，轻轻用刺激电极钩起背根，打开刺激器，用较弱的单脉冲刺激背根（只引起同侧后肢抖动），记录结果。

(2) 用同样方法刺激腹根，记录结果。

(3) 将两条白色线双结扎背根后从中间剪断神经，分别刺激其中枢端和外周端（刺激强度不变），记录结果。

(4) 用同样方法结扎并剪断腹根，重复刺激背根中枢端，记录结果。

(5) 分别刺激腹根中枢端和外周端，记录结果。

#### 【思考题】

根据实验结果，说明背根和腹根的机能。

（赵静）

## 实验 58 交互抑制

#### 【目的要求】

观察拮抗肌活动时的交互抑制现象，并证明这种现象的生理基础是反射中枢活动的协调。

#### 【基本原理】

腓肠肌和胫前肌是一对拮抗肌。冲动传入中枢引起支配一侧后肢的腓肠肌的运动神经元兴奋时，腓肠肌收缩，同时支配胫前肌的运动神经元抑制，胫前肌舒张，后肢屈曲。

#### 【动物与器材】

蟾蜍或蛙、常用手术器械、记纹鼓、电磁标、通用杠杆，刺激器、刺激电极、蛙板、蜡盆、任氏液。

#### 【方法与步骤】

1. 制备脊蟾蜍或脊蛙，腹位固定于蛙板上。在一侧后肢膝关节处作一环形切口，剥去小腿皮肤。

2. 胫前肌是一条细长的肌肉，位于胫骨的前方，具有一条狭长的肌腱，

起自股骨的梢端。末端肌腱分为两部分，即有二附着点，分别插在距骨和跟骨的基端。将二附着点的肌腱游离，穿线结扎后剪断，其外侧附着点的肌腱与血管和神经伴行，应将血管和神经一起结扎剪断。提起肌腱的结扎线，将胫前肌分离出来。

3. 将腓肠肌的肌腱结扎后剪断，把整块肌肉分离出来。

4. 用大头针固定动物的髌关节和膝关节后，将腓肠肌和胫前肌的肌腱结扎线分别连接两支通用杠杆，用电磁记录刺激标记，3支描记笔尖必须在记纹鼓的同一垂直线上。

5. 用较强的连续脉冲（约20V）刺激蟾蜍或蛙的泄殖腔外口两侧皮肤或尾杆骨两侧的皮肤，可以描记腓肠肌收缩与胫前肌舒张的曲线（图9-5）

上线，腓肠肌收缩；中线，胫前肌舒张；下线，刺激标记

6. 用较强的连续感应电震（6—10V）刺激蟾蜍或蛙的相同部位，也可以描记出腓肠肌收缩和胫前肌舒张的曲线。

#### 【注意事项】

1. 胫前肌的内侧面有神经与血管的分支，分离该肌时注意不要损伤神经和血管的分支。

2. 描记拮抗肌收缩与舒张曲线时，两块肌肉要分开，避免互相影响。

3. 实验过程中要注意固定动物的髌关节和膝关节，并要经常用任氏液湿润肌肉和背部皮肤，尤其是接受刺激部位的皮肤，以免干燥影响机能。

#### 【思考题】

1. 所描记的拮抗曲线，为什么收缩曲线的振幅大于舒张曲线的振幅。

2. 为什么刺激蟾蜍或蛙的背部皮肤或泄殖腔外口两侧皮肤会引起拮抗肌的活动而产生交互抑制？

3. 试用另一对拮抗肌进行实验，找出产生交互抑制的条件。

（谢申玲、朱逸仁、潘茂源）

### 实验 59 损伤小白鼠小脑的效应

#### 【目的要求】

一侧小脑损伤后的动物，躯体运动表现异常，通过对异常运动的观察，了解小脑的机能。

#### 【基本原理】

小脑具有维持身体平衡，调节肌紧张和协调肌肉运动等机能。当小脑损伤后，随着破坏程度的不同，可表现出不同程度的肌紧张失调及平衡失调。

#### 【动物与器材】

小白鼠、常用手术器械、大头针、麻醉口罩、乙醚、棉花。

#### 【方法与步骤】

1. 用乙醚麻醉小鼠（注意仔细观察呼吸，若呼吸变慢时则表示动物已麻醉）。

2. 自头顶部至耳后沿正中中线剪开皮肤，将颈肌向下剥离。透过透明的颅骨即可看清小脑的位置（图9-6）用大头针刺穿颅骨，直达小脑（2—3mm），捣毁该侧小脑（注意不可深刺，以免损伤脑干）。

3. 待小鼠清醒后，可见其向一侧旋转或翻滚。如损伤较轻，小鼠向健侧

旋转；当损伤重时，则向损伤侧翻滚。

4. 将实验用完的小鼠拉断颈椎处死后弃之。

**【思考题】**

根据实验结果说明小脑的生理机能。

(赵静)

## 实验 60 家兔大脑皮层运动区的刺激效应

**【目的要求】**

1. 学习哺乳动物的开颅方法。
2. 观察大脑皮层运动区的刺激效应。

**【基本原理】**

大脑皮层运动区是躯体运动机能的高级中枢，电刺激该区的不同部位，可以引起躯体不同部位的肌肉运动。

**【动物与器材】**

家兔、常用手术器械、咬骨钳、骨钻、止血钳、剪毛剪、刺激器或多用具、银丝电极（单电极）、兔体手术台、石蜡油、20%氨基甲酸乙酯、棉球、温热生理盐水。

**【方法与步骤】**

1. 取一只家兔，耳缘静脉注射氨基甲酸乙酯（1g/kg 体重），将其麻醉后腹位固定于手术台上。用剪毛剪将头顶部被毛剪去，再用手术刀由眉间至枕骨部纵向切开皮肤，沿中线切开骨膜。用手术刀柄自切口处向两侧刮开骨膜，暴露额骨及顶骨（图 9-7）。用骨钻在一侧的顶骨上开孔（勿伤及脑组织）后，将咬骨钳小心伸入孔内，自孔处向四周咬骨以扩展创口。向前开颅至额骨前部，向后开至顶骨后部及人字缝之前（切勿掀动人字缝前的顶骨，以免出血不止）。按图 9-7 的开颅区域，暴露双侧大脑半球。

2. 用眼科剪小心剪开脑膜，暴露脑组织。将温热生理盐水浸湿的薄棉片盖在裸露的大脑皮层上（或滴几滴石蜡油）防止干燥。

3. 放松动物四肢，用棉球吸干脑表面的液体。将无关电极固定在头部切开的皮肤上，先用刺激电极接触皮下肌肉，调节刺激强度。以引起肌肉收缩的最小刺激强度及 25—30 次/s 的频率刺激大脑皮层的不同区域，观察躯体肌肉活动的反应。绘出大脑半球背面观的轮廓图，标出躯体肌肉运动的代表点（图 9-8）。

**【思考题】**

根据实验结果，说明大脑皮层运动区的机能特征。

(赵静)

## 实验 61 去大脑僵直

**【目的要求】**

1. 学习去大脑方法。
2. 观察去大脑僵直现象。

### 【基本原理】

从中脑四叠体的前、后丘之间切断脑干的动物，称去大脑动物。由于神经系统内，中脑以上水平的高级中枢对肌紧张的抑制作用被阻断，而中脑以下各级中枢对肌紧张的易化作用相对加强，因此出现了伸肌紧张亢进的现象。

动物表现为四肢僵直，头向后仰，尾向上翘的角弓反张状态，称为去大脑僵直。

### 【动物与器材】

兔或猫、常用手术器械、骨钻、咬骨钳、止血钳、剪毛剪、竹片刀、兔体手术台、棉球、棉线、骨蜡、生理盐水、20%氨基甲酸乙酯。

### 【方法与步骤】

1. 用氨基甲酸乙酯将动物麻醉、固定后，分离双侧颈总动脉并结扎之。
2. 将动物改为腹位固定，按实验 60 方法开颅，暴露大脑半球后缘（图 9-9）。
3. 松开动物四肢，左手托起动物下颌，右手用竹片刀轻轻拨起大脑半球后缘，看清四叠体的部位，于前、后丘之间垂直插入竹片刀，切断神经联系（如果部位正确，动物突然挣扎，此时切勿松手，应继续使竹片刀切至颅底）。

4. 将动物侧位置于手术台上，数分钟后出现去大脑僵直现象。

### 【注意事项】

竹片刀刺入脑干时，勿使其向后损伤延髓。

### 【思考题】

根据图 9-10 说明去大脑僵直的发生机理。

（赵静）

## 实验 62 小白鼠电防御条件反射的建立、分化与消退

### 【目的要求】

1. 学习用动物建立条件反射的基本实验方法。
2. 通过小白鼠条件反射的建立、分化与消退，了解条件反射活动的基本规律与生物学意义

### 【基本原理】

各种无关刺激（如声音或光等）与非条件刺激（如电流、食物等）先后作用于动物，并重复一定次数后，大脑皮层上相应的两个兴奋灶之间，由于兴奋的扩散，在功能上逐步形成了暂时性接通。此时，无关刺激就成为具有信号意义的条件刺激，它能代替非条件刺激引起机体相应的反射活动，此即条件反射的建立。条件反射的巩固需要非条件刺激的不断强化，否则，条件刺激的信号作用就逐渐消退。消退是大脑皮层上的兴奋过程转化为抑制过程的结果，称为消退抑制。分化也是抑制过程的发展。由于大脑皮层对刺激具有高度的分辨能力，阳性刺激在皮层产生兴奋过程，而相近似的阴性刺激则产生抑制过程，这种抑制称为分化抑制，对大脑皮层的分析机能具有重要的意义。

### 【动物与器材】

小白鼠、小动物条件反射箱、节拍器（或电铃、电灯）、调压变压器、

秒表、换向电钥。

#### 【方法与步骤】

1. 小动物条件反射箱的结构小白鼠条件反射箱为一长 46cm、宽 16cm、高 23cm 的木制箱子，箱盖可为一活动的玻璃盖，也可为两层，下层为玻璃盖，上层是镜框，内嵌镜子。将镜框打开一定角度，可通过镜子的反射观察动物在箱内的活动情况（图 9-11）。箱中间装有隔板，分左右两个小室。

隔板中央下方有小门，动物可通过小门来往于左、右两室。箱底装有平行排列的金

属片，单数金属片与电源的一极相接，而双数金属片与电源的另一极相连。电源需经调压变压器与金属片连接。如条件反射箱无刺激开关，变压器与金属片之间应串联换向电钥（图 9-12）。通电时，当小白鼠踏在两条相邻的金属片上，动物的身体把相邻的两条金属片接通，电流就会通过身体而发挥刺激作用，引起动物防御性运动反射。在箱的左、右两壁，各装有两个开关，上面为灯光开关，下面为电刺激开关。有些条件反射箱的左、右两壁下方中央各开一个小门，通过小门可将动物放进或取出。

2. 动物的训练先将小白鼠放入箱内，使其适应环境。调节调压变压器（10 - 40V），逐渐加强电刺激，使动物产生防御性运动反射，从一室逃到另一室。每隔 1 - 2min 重复一次，直至小白鼠受到刺激时能顺利地逃入另一室为止。注意：刺激强度应适中，过弱不能引起动物的反应；过强也会引起不良反应。调节变压器时，应以能引起小白鼠运动反射的最小刺激强度为佳。

3. 条件反射的建立先给予 180 次/min 节拍器刺激，或按下动物所在一室的灯光开关（用灯光刺激时，室内光线不宜过强），检查能否引起动物的反应。如不能引起运动反射，说明这种刺激为无关刺激。然后开动节拍器 5s，或给予灯光 2—3s，再按下电刺激开关，给予非条件刺激强化，并使两者重合 10—15s，至动物逃入另一室时，两种刺激同时停止。这样，每隔 1 - 2min 重复进行一次。经 20 - 30 次结合之后，休息 5min，重复上述步骤，直至单独给予节拍器或灯光刺激，动物就逃入另一室为止，说明条件反射已经形成。再重复上述步骤以巩固新形成的条件反射。实验过程中，随时将实验结果填入表 9-1 中。

表 9-1 小白鼠条件反射的形成、分化与消退实验记录表



实验时间	条件刺激物	分化刺激物	强化情况		潜伏期(s)	条件反射情况
			强化	不强化		

4. 条件反射的分化在条件反射形成以后，给予 180 次/min 节拍器的条件刺激，并伴有强化。而用 40 次/min 的节拍器作为分化刺激，单独作用 15s，不予强化。这样，两种不同性质的刺激物交替使用。最初，由于条件反射的泛化，小白鼠对分化刺激也出现运动反应。随着对比实验次数的增加，动物只对条件刺激发生反应，而对分化刺激则无反应，此时条件反射的分化相已经形成。

5. 条件反射的消退继续用 180 次/min 的节拍器作为刺激，但不再给予强化。最初，小白鼠还会出现条件反射，重复几次后，潜伏期逐渐延长，最后反射消失，此时条件反射已经消退。

**【注意事项】**

1. 用节拍器作为条件刺激时，实验室内需保持安静，否则条件反射形成困难。如有条件，最好分室进行实验。
2. 实验过程中，应防止触电事故。捉拿动物时，应事先关闭电源。

**【思考题】**

1. 根据实验结果，小结条件反射的形成、分化和消退的条件。它们有何生物学意义？
2. 在条件反射建立的情况下，试设计一个外抑制实验。外抑制后，条件反射是否还存在？

(解景田)

### 实验 63 家兔大脑皮层诱发电位

**【目的要求】**

1. 学习记录大脑皮层诱发电位的方法。
2. 观察大脑皮层诱发电位的波形。

**【基本原理】**

大脑皮层诱发电位是指感觉传入系统受到刺激时，在皮层上某一局限区域所引导的电位变化。本实验是以适当的电刺激作用于左前肢的浅桡神经，在右侧大脑皮层的感受区引导家兔的诱发电位。用这种方法可以确定动物的皮层感受区，在研究皮层机能定位上起着重要作用。由于大脑皮层随时都存

在自发电活动，诱发电位经常出现在自发电活动的背景上。为了压低自发电活动，使诱发电位清晰地引导出来，实验时常将动物深度麻醉。

#### 【动物与器材】

家兔、常用手术器械、骨钻、骨钳、手术台、马蹄形头固定器、示波器、前置放大器、刺激器、屏蔽箱、皮层引导电极(直径 1mm 银丝,顶端呈球形)、保护电极、1%氯醛糖与 10%氨基甲酸乙酯混合麻醉剂、骨蜡、石蜡油、生理盐水。

#### 【方法与步骤】

1. 麻醉取家兔一只,称重,以 1%氯醛糖与 10%氨基甲酸乙酯混合麻醉剂(5ml/kg 体重)耳缘静脉注射。在实验过程中,以每小时 0.5ml/kg 体重的维持量皮下注射补充麻醉,维持一定深度的麻醉水平。麻醉深度一般以呼吸频率为 20 次/min 为宜。此时皮层自发性电活动较小。

2. 动物的固定在左、右颞骨突处剪毛后作一小切口,分离骨膜,用骨钻在颞骨突上钻一小孔。将家兔俯卧位,用马蹄形头固定器两侧的尖头金属棒分别嵌入左、右两侧的小孔内。将固定器前方的金属棒尖端插在两上门齿的齿缝之间。三点固定稳妥后,旋紧螺旋。此时家兔头部处于水平位置并略高于躯干部(参见图 1-18)。

3. 浅桡神经的分离在左前肢肘部桡侧剪毛,切开皮肤,寻找分离浅桡神经约 3cm,用沾有温热石蜡油(38℃)的药棉包裹保护之,并将皮肤切口关闭备用。

4. 暴露大脑皮层按实验 60 的方法开颅,暴露大脑半球。

5. 仪器的连接与参数的调整皮层引导电极与前置放大器输入端连接,输出端连接示波器上线。刺激电极连接刺激器输出。前置放大器增益为 100,高频滤波为 100Hz,时间常数为 1s。示波器灵敏度为 50—100mV/cm,扫描与刺激器同步外触发,扫描速度为 20—100ms/cm。刺激频率 1Hz,波宽 0.2ms。

6. 参照图 9-13 将引导电极置于大脑皮层右侧的前肢—感觉区。无关电极夹于头皮切口边缘,动物需另外接地。

7. 调节示波器呈连续扫描状态,观察大脑皮层的自发电活动。

8. 调节示波器的扫描方式为与刺激器同步触发扫描。以单个脉冲刺激浅桡神经,可见同侧肢体轻微抖动,并在荧光屏上出现刺激伪迹。逐渐增加刺激强度,可在伪迹后观察到诱发电位。仔细调整引导电极在皮层表面的位置,逐点探测,引导出振幅较大的诱发电位(图 9-14)。注意观察诱发电位的潜伏期、主反应与后发放的时程,以及主反应的相位与振幅。图 9-14 家兔皮层诱发电位上线:诱发电位,第一个向上的小波为刺激伪迹,间隔 10ms 后出现先正后负的主反应,再间隔约 100ms,相继出现正相波动的后发放。

下线:时间标记,50ms。

#### 【注意事项】

1. 实验需在屏蔽室或屏蔽箱内进行,以防干扰。
2. 皮层诱发电位对温度十分敏感,在剪开脑膜后,要经常更换温热石蜡油。
3. 皮层引导电极以轻触皮层为佳,不可过分压迫皮层,以免影响观察。

#### 【思考题】

1. 皮层诱发电位包括哪些波形成分？
2. 皮层诱发电位是怎样产生的？躯体感觉系统的传入通路如何？

(解景田)

## 实验 64 人体脑电图的描记

### 【目的要求】

1. 学习脑电图仪的使用方法。
2. 观察人体正常脑电图的波形。

### 【基本原理】

大脑具有自发电活动，即在安静的情况下，大脑皮层所具有的持续的节律性的电活动。这种电活动可从人的头皮引导并记录出来，就是脑电图。脑电图的波形按其频率和振幅的不同分为四类： $\alpha$ 波（8—13次/s，20—100 $\mu$ V）， $\beta$ 波（14—30次/s，5—20 $\mu$ V）， $\theta$ 波（4—7次/s，100—150 $\mu$ V）和 $\delta$ 波（1—3.5次/s，20—200 $\mu$ V）。 $\alpha$ 波是脑电图的基本节律，主要出现于枕叶和顶叶后部，在安静闭目时即出现，持续1—2s。而在睁眼、思考问题时消失，并呈现快波，此即为“ $\alpha$ 波阻断”。

由于大脑自发电活动的振幅较低，由头皮引导后必须经过放大才能记录其波形。

### 【实验器材】

脑电图仪或前置放大器与示波器、引导电极、导电糊、75%酒精棉球。

### 【方法与步骤】

#### 1. 脑电图仪的基本结构

(1)电源部分包括变压器、整流和稳压装置等部分，其作用是为放大器提供稳定的直流电源。

(2)前置放大器放大低频微弱的电讯号。

(3)控制板包括三组调节旋钮。

放大倍数调节钮：分粗调和细调二档。顺时针方向转动，放大倍数增大；逆时针方向转动，放大倍数减少。

频率调节钮：主要作用是滤掉高频成分。脑电波的频率较低，而肌电等频率较高，欲获得清晰的脑电图波形，必须排除高频成分的干扰。

时间常数调节钮：时间常数的计算公式为 $T=RC$ ，其大小标志着线路所完成的最低频率响应。电容器 $C$ 的电容量愈大，低频讯号愈易于通过；电容量愈小，则高频讯号容易通过。所以当记录以低频慢波为主的电讯号时，需选择比较长的时间常数；反之，时间常数则以短些为宜。

(4)末级放大器主要作用是放大功率。可把前置放大器输入的电流加以放大，以推动描笔的机械运动。

(5)描记装置主要作用是将末级放大器输入的讯号记录下来。其工作原理与电流表相似，是将线圈放置于固定磁铁的磁场内。当线圈两端加有输入讯号时，就感应出一个交变磁场，且交变磁场随输入讯号的大小而变化。由此变化驱动记录器上的描记笔，记录出脑电图波形。

(6)传动装置由一同步电机带动一个转轴，以此带动记录纸。走纸速度是由一套变速齿轮来控制的，可根据需要加以选择。

(7)导联选择脑电图波形通过头皮外的电极和导线引导进入分线盒，与仪

器的导联选择开关接通。分线盒上的编号与导联选择开关一致。这样，每一对导联开关就可以任意选择两个电极连接到一支描记笔而进行记录。

(8)时标装置时标笔是时间标记，每秒钟记录一次。是由一同步电机经变速后带动凸轮来控制的。当凸轮触及接触开关时就接通一次。此时继电器工作，时标笔记录一个波形。

(9)定标装置用以标定脑电图波形的大小，它是用干电池经电阻器分压后得到所需要的定标电压。由于脑电波较为微弱，定标范围一般由 10—1000  $\mu$ V 分若干档，供选择使用。

(10)阻值测定装置用来测量电极的阻值。在脑电图仪上装有一个欧姆表，通过导联开关选择与头部各电极连接，以选择、测定各对电极的电阻

(11)电极一般有杯形、盘形及针形电极等，并附有固定电极的橡皮带帽。

## 2. 实验步骤

(1)电极的安放令被测者静坐椅上，姿势自如。根据图 9-15A 选择安放电极的位置。安放前，将该处的头发分开，用酒精棉球将头皮擦净，再将涂有导电糊的杯形电极置于其上，并接触良好，用专用的橡皮带帽压在电极横梁上。将电极线插入分线盒与导联选择开关接通。

记录时所用的导联有两种：双极导联(图 9-15B)和单极导联(图 9-15C)。双极导联所记录的是每对电极之间的电位差；单极导联则是待测部位的有效电极与耳垂部位的参考电极之间的电位差，它可反映有效电极部位的电位变化。

(2)电极阻值的测量电极安放完毕后，依次

测量每对电极的阻值。要求每对电极的阻值在 5000  $\Omega$  以下，否则为接触不良，需取下电极重新安放。

(3)调节脑电图仪的工作参数“时间常数”为 0.1—0.3s；“频率调节”为 75 周/s；“定标微伏”为 50  $\mu$ V；走纸速度为 3cm/s。

(4)开始走纸记录，先观察短时间的脑电图波形。

(5)令被测者安静、闭目，注意有无  $\alpha$ -节律出现。

(6)在上述状态下给予一种音响刺激，观察  $\alpha$  波是否减弱或消失。

(7)在安静、闭目状态下，令其睁眼、默算，观察有无“ $\alpha$ 波阻断”现象出现。

(8)实验完毕，先将记录笔关闭，将有关旋钮扳至“关”的位置，最后切断电源。

### 【注意事项】

1. 实验需在屏蔽室内进行，以防外界干扰。

2. 如有肌电干扰，属被测者呼吸均匀，放松肌肉，停止眨眼、咀嚼或吞咽等动作。

3. 更换导联时，应先将记录笔关闭，避免损害记录笔。

### 【思考题】

1. 试述脑电图产生的一般原理。

2. 如何认别  $\alpha$ -节律与  $\alpha$  波阻断？

### 【附】用放大器和示波器观察脑电图

1. 仪器的连接与参数的调整按图 9-16 将前置放大器和示波器连接稳妥后，调整仪器参数。放大器增益为 100，高频滤波为 100Hz，时间常数为 0.3s。

示波器灵敏度为 50mV/cm，内触发扫描，扫描速度为 100—200ms/cm。

2. 电极的安放让受试者静坐椅上、肌肉放松、姿势自如。用酒精擦净耳垂、枕部及前臂的一小块皮肤。分别将电极贴附其上并加以固定。为使电极与皮肤接触良好，在电极上涂以导电糊。

3. 脑电图的观察接通电源。令受试者全身肌肉，尤其是头颈部肌肉放松、闭目、不思考问题，观察一段脑电变化，注意有无  $\alpha$  节律。

4. “  $\alpha$  阻断 ” 现象的观察令受试者睁眼 5s，或进行默算，观察有无 “  $\alpha$  阻断 ” 现象。如此反复进行数次。注意：由于脑电图的个体差异较大，正常人也有以  $\alpha$  节律为主者。如观察不到  $\alpha$  节律，应更换受试者。

5. 实验结束后，切断电源。

( 解景田 )

## 第十章 感觉器官

### 实验 65 蛙类一侧迷路破坏的效应

#### 【目的要求】

1. 学习毁蛙类动物迷路的方法。
2. 观察迷路与姿势的关系。

#### 【基本原理】

动物的内耳迷路是姿势反射的感受器之一，当其一侧迷路被破坏后可见肌紧张及姿势异常，从而了解迷路在维持姿势平衡和正常运动中的作用。

#### 【动物与器材】

蟾蜍或蛙、常用手术器械、纱布、棉球。

#### 【方法与步骤】

1. 将蟾蜍放在桌上，观察其正常姿势和运动。
2. 用纱布包住蟾蜍躯干部，使其腹面向上握于左手中，翻开下颌用左手拇指压住。用手术剪沿颅底中线剪开粘膜（勿损伤中线两侧的血管），向两侧分离，可看到“十”字形的副蝶骨。迷路位于副蝶骨横突的左右两旁（图 10 - 1）。

用手术刀削去薄薄一层骨质，可看到小米粒大的白点，此处即是内耳囊。将毁髓针刺入内耳囊 2—3mm，转动针尖，搅毁其中的迷路。

3. 毁迷路几分钟后，观察蟾蜍的姿势和运动，与正常比较有何不同。

#### 【思考题】

通过实验说明迷路的机能。

（赵静）

### 实验 66 视觉调节反射和瞳孔对光反射

#### 【目的要求】

观察视觉调节反射与瞳孔对光反射。

#### 【基本原理】

人眼由远视近或由近视远时会发生调节反射。当由远视近时，引起晶状体凸度增加，同时发生缩瞳和两眼辐辏；由近视远时，即发生相反的变化。人眼在受到光刺激时，瞳孔缩小，称为瞳孔对光反射。本实验应用球面镜边缘规律，证明在视近物时眼折光系统的调节主要是晶状体前表面凸度的增加，并观察视近物时和光刺激时瞳孔缩小的现象。

#### 【实验器材】

蜡烛、火柴、电筒。

#### 【方法与步骤】

1. 在暗室内进行实验。点燃的蜡烛放于受试者眼的前外方，让受试者注视数米外的某一目标。实验者可以观察到蜡烛在受试者眼内的三个烛像（图 10 - 2A）。其中最亮的中等大小的正像是由角膜前表面反射而成；通过瞳孔可见到一个较暗而大的正立像，系由晶状体前表面反射而成；另一个较亮而最小的倒立像，则是晶状体后表面的反射而形成。由于角膜和晶状体前表面

均为向前的凸面，故形成正立像；晶状体前表面曲率小于角膜前表面曲率，故其像较大且暗。晶状体后表面为凹面向前，其像为倒立，且小而亮。

2. 让受试者转而注视 15cm 处的近物（可由实验者竖一手指作目标），此时可见图 10 - 2B 中最大的正立像向最亮的正立像靠近且变小。这说明视近物时晶状体前表面凸度增加靠近角膜，曲率变大，而角膜前表面和晶状体后表面的曲率及位置均未明显改变。这就是眼的调节反射。

3. 在受试者注视近物时，还可见到瞳孔缩小，双眼向鼻侧会聚，前者称缩瞳反射，后者称辐辏反射。

4. 让受试者注视远方，观察其瞳孔大小。再用电筒照射受试者一眼，可见受光照眼瞳孔即刻缩小，如用手在鼻侧挡住以防止光照射另一眼，重复上述试验，可见双眼瞳孔同时缩小，这称互感性光反射。

#### 【思考题】

由光亮处进入暗环境时瞳孔有何变化？其反射途径如何？

（李震元）

## 实验 67 视力的测定

#### 【目的要求】

1. 学习测定视力的方法。
2. 掌握视敏度的概念。

#### 【基本原理】

视力又称视敏度，是指眼分辨物体细微结构的能力，以能分辨空间二点的最小距离为衡量标准。对人来说，是用来检查视网膜中央凹精细视觉的分辨能力。临床规定，当能分辨二点间的最小视角为一分时（指这二点与相距 5m 远的眼所形成的视角），视力为 1.0，这二点间的距离约为 1.5mm，相当于视力表第 10 行字的每一笔划所间隔的距离。因此，在距视力表 5m 处能分辨第 10 行字，为正常视力。亦可按下列公式计算：

$$\text{受试者视力} = \frac{\text{受试者辨认某字的最远距离}}{\text{正常视力辨认该字的最远距离}}$$

若某人须在 2.5m 处始能辨认第 10 行字，则其视力为  $\frac{2.5}{5} = 0.5$ 。

#### 【实验器材】

视力表（5m 运用的）、指示棍、遮眼板、米尺

#### 【方法与步骤】

1. 将视力表挂在光线充足而均匀的地方，让受试者在距离 5m 远处测试。视力表上第 10 行字应与受试者眼同高。

2. 受试者用遮眼板遮住一眼，另一眼看视力表，按实验者的指点从上而下进行识别，直到能辨认最小的字行为止，以确定该眼视力。同法确定另一眼视力。

3. 若受试者对最上一行字也不能辨认，则须令受试者向前移动，直至能辨认最上一行字为止，并按上述公式推算视力。

#### 【思考题】

1. 分辨物体的精细结构时，为什么眼睛必须注视而不能斜视？试从视网膜的组织结构特点加以说明。

2. 某受试者在 0.5m 处能看清视力表上的第 10 行“E”字，其视力是多少？站在 0.5m 处只能看清第 1 行“E”字，其视力又是多少？

(李震元)

## 实验 68 视野的测定

### 【目的要求】

学习视野计的使用方法和视野的检查方法。

### 【基本原理】

视野是单眼固定注视正前方一点时所能看到的空间范围，借此可了解整个视网膜的感光功能，并有助于判断视觉传导通路及视觉中枢的机能。正常人的视野范围鼻侧和额侧较窄，颞侧与下侧较宽。在相同亮度下，白色视野最大，红色次之，绿色最小。

### 【实验器材】

视野计，白、红及绿视标，视野图纸，铅笔

### 【方法与步骤】

1. 观察视野计的结构和熟悉使用方法。视野计的样式颇多，最常用的是弧形视野计(图 10-3)。它是一个安在支架上的半圆弧形金属板，可绕水平轴旋转 360°。圆弧上有刻度，表示由该点射向视网膜周边的光线与视轴之间的夹角。视野界限即以此角度表示。在圆弧内面中央装一个固定的小圆镜，其对面的支架上附有可上下移动的托颌架。实验时，受试者的下颌置于托颌架上。托颌架上方附有眼眶托，测定时附着受试者眼窝下方。此外，视野计附有各色视标，测定各种颜色的视野时使用。

2. 在明亮光线下，受试者下颌放在托颌架上，眼眶下缘靠在眼眶托上，调整托架高度，使眼

与弧架的中心点在同一水平。遮住一眼，另一眼凝视弧架中心点，进行测试。

3. 实验者从周边向中央缓缓移动紧贴弧架的白色视标，直至受试者刚能看到为止。记下此时视标所在部位的弧架上所标的度数。退回视标，重复测试一次，待得出一致结果后，将结果标在视野图的相应经纬度上。同法测出对侧的度数。

4. 将弧架依次转动 45°角，重复上述测定，共操作 4 次得 8 个度数，将视野图(图 10-4)上 8 个点依次相连，便得出白色视野的范围。

5. 按上述方法分别测出该眼的红、绿色视野。

6. 同法测出另一眼的白、红、绿色视野。

### 【思考题】

1. 某患者左眼颞侧视野，右眼鼻侧视野发生缺损，试判断其病变的可能部位。

2. 夜盲症患者的视野将会发生如何变化？为什么？

(李震元、解景田)

## 实验 69 盲点的测定

### 【目的要求】



证明盲点的存在，并计算盲点所在的位置和范围。

### 【基本原理】

视神经离开视网膜的部位没有视觉感受细胞，外来光线成像于此不能引起视觉，故称为盲点。由于盲点的存在，视野中也必然存在盲点的投射区域。根据物体成像规律，通过测定盲点投射区域的位置和范围，可以依据相似三角形各对应边成正比的定理，计算出盲点所在的位置和范围。

### 【实验器材】

白纸、铅笔、黑色视标、尺、遮眼板。

### 【方法与步骤】

1. 将白纸贴在墙上，受试者立于纸前 50cm 处，用遮眼板遮住一眼，在白纸上与另一眼相平的地方用铅笔划一“+”字记号。令受试者注视“+”字。实验者将视标由“+”字中点向被

测眼颞侧缓缓移动，当受试者刚看不见视标时，在白纸上记下视标所在位置。然后将视标继续向颞侧缓缓移动，直至又看见视标时记下其位置。由所记二点连线之中点起，沿着各个方向向外缓移视标，找出并记录各方向视标刚能被看见的各点，将其依次相连，即得一椭圆形盲点投射区域。

2. 根据相似三角形各对应边成正比定理，可计算出盲点与中央凹的距离及盲点直径（图 10-5）：

$$\frac{\text{盲点与中央凹的距离}}{\text{盲点投射区至“+”字的距离}} = \frac{\text{节点与视网膜的距离} (\doteq 15\text{mm})}{\text{节点到白纸的距离} (\doteq 500\text{mm})}$$

$$\text{即：盲点与中央凹的距离} = \text{盲点投射区至“+”字的距离} \times \frac{15}{500} (\text{mm})。$$

$$\text{又由于} \frac{\text{盲点直径}}{\text{盲点投射区直径}} = \frac{\text{节点与视网膜的距离} (\doteq 15\text{mm})}{\text{节点到白纸的距离} (\doteq 500\text{mm})}$$

$$\text{所以：盲点直径} = \text{盲点投射区直径} \times \frac{15}{500} (\text{mm})。$$

### 【思考题】

试述测定盲点与中央凹的距离和盲点直径的原理。

（李震元）

## 实验 70 视网膜电图

### 【目的要求】

了解视网膜电图记录方法及其各波的组成。

### 【基本原理】

当一个记录电极放在角膜上，另一无关电极放在眼球后部或头部任何部位，光照动物的眼，可以记录到视网膜产生的电反应，称为视网膜电图。该电位是视网膜各种不同类型的细胞对光刺激产生的同步反应，是在时间和空间上经过综合后的电位变化。

### 【动物与器材】

猫或兔、前置放大器、双线示波器、光刺激器、银丝-银球电极（取 0.2mm 粗的银丝，在酒精灯上把一端烧成球状即可）或用生理盐水湿润的棉线电极、

无关电极（周围绝缘，尖端裸露的不锈钢针）、乙醚或 20%氨基甲酸乙酯、三碘季胺酚、1%阿托品、人工呼吸机、动物固定头夹。

#### 【方法与步骤】

1. 动物经乙醚或氨基甲酸乙酯麻醉后，头部用头夹固定，腹位固定于手术台上（参见图 1-18）。为获得较为稳定的记录，有条件的，可用三碘季胺酚麻痹肌肉，人工呼吸。实验前 30min 用 1%阿托品扩瞳，把记录电极安置在角膜表面近角巩缘处。无关电极由眶缘插入球后或插入颞侧皮下，并将动物接地。

2. 调整仪器光刺激器产生的闪光要与示波器扫描同步，为此，光刺激器和示波器均应由刺激器触发输出控制。严格地讲，刺激光要聚焦在眼的节点上，形成 maxwell 投射。视网膜电图经辨差引导至前置放大器（时间常数为 1s），随后直接显示于示波器上。总灵敏度以 100—200  $\mu\text{V}/\text{cm}$  为宜。闪光时间可在 2—1000ms 之间随意选择。

3. 实验在暗室中进行。观察在室内照明灯光关闭后，暗适应不同时间视网膜电图在同样光刺激强度下波形的变化，直至 30min。

4. 在暗适应 30min 后，改变刺激光强度，观察视网膜电图振幅与刺激光强度之间的关系。

5. 在同样光刺激强度下，比较暗适应 30min 时的视网膜电图与在一定强度的背景光下（如开启室内照明灯光）的视网膜电图，二者有何不同。

6. 观察缺氧（可停止人工呼吸）对视网膜电图波形的影响，以及恢复供氧后视网膜电图波形的变化。

#### 【思考题】

试述产生上述各项实验结果的机理。

（李震元）

### 实验 71 蟾蜍皮肤感受器传入冲动的观察

#### 【目的要求】

1. 学习蟾蜍皮肤感受器传入冲动的记录方法。
2. 了解感受器的种类及基本特征。

#### 【基本原理】

感受器是完成感觉过程的第一个环节。它的基本机能是接受环境的刺激，并将刺激的能量转化成一连串的神经过冲动。皮肤属外感受器，具多种特异的感觉末梢及传入纤维，因而可接受和辨别不同形式刺激而产生多种感觉。本实验是在离体的蟾蜍皮肤-神经标本上观察皮肤感受器对刺激的分辨能力及换能过程，进而了解和掌握感受器的一般生理学特征。

#### 【动物与器材】

蟾蜍、常用手术器械、前置放大器、示波器与示波照相机、微操纵器、屏蔽箱、标本槽、橡皮泥、玻璃棒（钝头）、毛笔及滤纸片、针灸针、任氏液。

#### 【方法与步骤】

##### 1. 标本的制备

（1）取蟾蜍一只，常规双毁髓后。在背中线切开皮肤（长约 4cm），稍向两侧分离，于髂腰骨肌与腹外斜肌之间隐约可见 3 根向腹部走行的脊神

经，即第 4、5、6 脊神经。

腹部皮肤神经走行的特点（图 10 - 6）是：自脊髓发出后，先在腹膜外游离一段（约 2cm），然后进入腹内斜肌与腹外斜肌之夹层，在两层肌肉间穿行（沿途常有小分支穿出到达皮肤或肌肉），在接近所支配的腹部皮肤时，神经主干从腹外斜肌钻出，再行走 1cm 左右，便到达皮肤。

（2）看清 3 条神经后，用镊子将腹外斜肌提起，在髂腰骨肌与腹外斜肌接合处剪开肌层（注意勿伤及神经），这时可清楚地看到在腹腔中游离的 3 条脊神经。任选其中一根（一般选第 5 支，或 3 根均保留）在脊神经根部用丝线结扎、剪断。轻提丝线向下分离。

（3）在神经钻入肌肉的部位用镊子将两层肌肉轻轻撕开，于肌肉的夹层中向腹部仔细追踪。注意：撕开一段，分离一段，并经常滴加任氏液，以保持湿润，切忌用力过猛以免伤及神经。

（4）在接近末梢区域时，要先将周围皮肤与肌肉间的结缔组织切断。这时要格外小心，因神经末梢分支与结缔组织凭肉眼常难以分辨，所以可适当多保留些结缔组织，但不要保留肌肉。（此步最好在解剖显微镜下操作）。

（5）从蛙体上剪下该神经所支配的皮肤，大小约为  $9\text{cm}^2$  最好使神经末梢位于标本正中。标本制备完毕后，置于任氏液中备用。

2. 仪器的连接与参数的调整按图 10 - 7 连接放大器与示波器。

（1）放大器增益 1000，时间常数 0.001s，高频滤波 10KHz（即频宽 150Hz—10kHz）。

（2）示波器时基 0.2—0.5s/cm，自动扫描（拍照时扫描扩展 x 轴外接档，使光点固定）。

上线：记录传入冲动发放；灵敏度

20—100mV/cm。

下线：作时间标记：由刺激器输入 1 次/s 的单脉冲信号。系统总灵敏度：20—100  $\mu\text{V}/\text{cm}$ 。

（3）示波器照相机快门速度：T 门。光圈：f/2。拍摄方式：连续拍照。走片速度：20mm/s 或 10mm/s。

（4）普通照相机快门速度：B 门。光圈：f/2.8。拍摄方式：单片拍照。示波器慢扫描，具体参数视不同刺激的适应时间而定。

3. 标本的放置图 10 - 7 下图为标本槽，甲槽中央放一块海绵（或填充棉花代替），高度与内槽平齐。剪一块大小与海绵相仿的滤纸，用任氏液浸湿，放在海绵表面，然后将准备好的标本小心移入槽内，皮肤表面朝上，轻轻地放在滤纸（或浸湿的棉花）上。皮肤展平后，用镊子提起神经游离端的引线，经隔障缺口引入乙槽中，搭在记录电极上。隔障缺口用凡士林封住，神经干埋于其中，用滤纸片吸干乙槽中神经表面的水分，并加满石腊油（图 10 - 7 上）。

分别称好 1g、5g、10g、20g 的橡皮泥，做成底面积相同的重物。

4. 标本放置妥当后，观察无刺激时有无静息冲动发放。

5. 触觉刺激用毛笔在皮肤表面轻触，观察传入冲动的发放，必要时可拍照记录（图 10-8A）。

6. 压觉刺激将不同重量橡皮泥（1g、5g、10g）分别放在皮肤表面，观察压觉刺激对传入冲动的的影响（图 10 - 8B）。

7. 痛觉刺激用针灸刺激皮肤, 注意传入冲动的发放有何改变(图 10-8C)。

#### 【注意事项】

1. 为便于控制和防止干扰, 各种形式的刺激均可通过微操纵器进行, 操纵器与人手接触点要严格绝缘。

2. 记录前, 先使用轻触觉检查一下标本质量, 排除干扰, 修正各项参数, 使整个记录系统稳定下来。

3. 标本制备的好坏是整个实验成功与否的关键, 实验自始至终都要精心爱护标本。

#### 【思考题】

1. 根据实验结果, 试论蛙类的皮肤中存在着几种感受器, 其传入冲动各自有什么特点。

2. 为什么会同时出现峰值不同的冲动发放, 如何解释。

3. 比较各种感受器的适应速度, 讨论其生理意义。

(王忠民、韦建恒、孙久荣)

## 实验 72 豚鼠耳蜗电位的测定

#### 【目的要求】

1. 学习豚鼠耳蜗电位的记录方法。

2. 观察耳蜗微音器电位及听神经动作电位。

#### 【基本原理】

耳蜗既是感音器官, 又具有换能作用。由内耳液传递来的声波均通过它转变为神经冲动, 并传至大脑颞叶, 引起听觉。在实验条件下, 从耳蜗可记录到 4 种电位变化: 耳蜗静息直流电位, 耳蜗微音器电位, 总合电位, 听神经总合动作电位。

#### 【动物与器材】

年幼豚鼠(体重 300—400g、击掌反应阳性)、常用手术器械、钟表镊子、丝钻一套(钻头直径: 1mm、0.5mm 及锈花针型, 后者可用小型锈花针代替)、耳塞机、前置放大器、短声发生器(可用电子刺激器代替)、示波器及示波照相机、引导电极、显微解剖镜、温热生理盐水、20%氨基甲酸乙酯、纱布、棉球。

#### 【方法与步骤】

##### 1. 手术

(1) 将豚鼠用氨基甲酸乙酯(6ml/kg 体重)腹腔注射, 麻醉后, 剪净一侧耳廓四周的毛, 腹位固定在解剖台上。

(2) 沿耳廓根部的后上缘切开皮肤, 做钝性分离, 先找到顶间骨、颞骨与枕骨粗隆。(注意: 因皮肤较厚、切皮时注意止血)。再沿枕骨外缘下行, 用手指边探摸颞骨的乳突部, 边做钝性分离, 充分暴露颞骨乳突。此乳突部位在枕骨粗隆的下方 1.5cm 左右, 外耳道开口后方约 0.5cm 处, 用丝钻钻一小孔(直径约 1mm)。

此处骨质很薄, 切勿用力过猛而插入鼓室过深, 伤及耳蜗。钻孔后, 用钟表镊子尽力将孔扩展, 充分打开鼓室, 暴露耳蜗。此时可见其耳蜗呈淡黄

色，壁上有细的血管走行。耳蜗底圈在外，正圆窗在底圈上方，可见其膜，卵圆窗膜见不到（图 10 - 9）。

（3）在枕骨、顶骨和颞骨的交界处（此处骨质较厚）钻孔，装上固定电极用的螺丝。螺丝上预先套上一段橡皮套管，电极引线缠在其上固定。

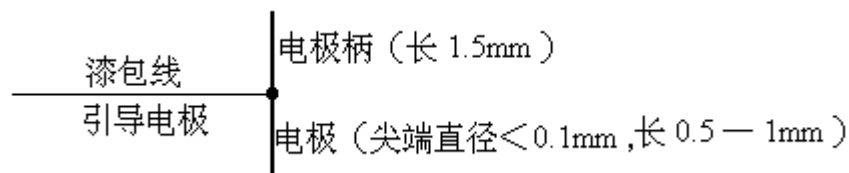
（4）在正圆窗的下方 1—2mm，距离圆窗后缘与鼓室交界处 1.5mm 的耳蜗底圈骨壁上钻一小孔。钻孔用最小的绣花针尖，且只允许针尖进入，孔径  $< 0.1\text{mm}$ 。此处骨质松脆而薄，骨外壁又滑，极易伤及细小血管，所以操作要小心，最好在显微解剖镜下进行。将预先准备好的电极迅速而准确地插入此孔。

（5）动物移入屏蔽笼内，在外耳道开口前约 0.5cm 处固定耳塞机，连结好各处引线，即可进入实验。手术中需注意：在手术和实验过程中，若动物挣扎，可补少量麻醉药。每次补药不要多于 0.5ml。用药过量，则影响听神经动作电位的记录。手术力争做得快，少量出点血无妨，但不能流入鼓室。手术时间过久，可使微音器电位幅值下降。颈内动脉在鼓泡内侧中央部与尾部处入脑，颈外动脉有分支在颞骨乳突外侧经过，切勿伤及。耳蜗钻孔时，常有耳蜗骨壁表面渗血，可用干棉球轻轻拂去，方便操作。孔径切忌过大，以刚好使引导电极插入，并能堵住小孔为好，以防耳蜗中淋巴液外溢。

整个实验过程中，要保持鼓室的温度和湿度。

2. 仪器的连接与参数的调整按图 10 - 10 连接仪器。系统总灵敏度为  $10 - 50 \mu\text{v}/\text{cm}$ ，时标为  $1 - 2\text{ms}/\text{cm}$ ，刺激方波的波宽为  $0.2\text{ms}$ ，刺激器采用手控，照相用手控单拍。

记录电极的制备：一根长约 10cm 的细漆包线，一端刮去绝缘漆，做与放大器输入端连接点；另一端刮去少许绝缘漆，焊上一段不锈钢细丝或细银丝。形状如下：



以眼科镊夹持电极柄，将电极准确地插入预先钻好的耳蜗底圈的孔中。将无关电极，置于固定记录电极的螺丝上。将动物接地，地线可置于动物的前肢或头皮切口处。

3. 观察短声（方波）刺激引发的耳蜗微音器电位和听神经动作电位（图 10 - 11A）。

（1）耳蜗微音器电位的潜伏期存在否，随刺激强度的加大，有无变化？

（2）测定产生听神经动作电位的刺激阈值及此时耳蜗微音器电位的阈值。

（3）测定听神经动作电位的潜伏期和最大振幅，符合“全或无”规律吗？

（4）辨认  $N_1$  和  $N_2$  波峰，分别测定其振幅是多少？

4. 将刺激方波倒相，观察耳蜗微音器电位和听神经动作电位的变化（图 10 - 11B）。

【思考题】

1. 比较耳蜗微音器电位和听神经动作电位。
2. 耳蜗微音器电位和听神经动作电位是如何产生的？

(王忠民、韦建恒、孙久荣)

### 实验 73 肌梭传入冲动的观察

#### 【目的要求】

1. 学习从传入神经记录肌梭传入冲动的的方法。
2. 观察肌梭发放冲动频率与牵拉强度的关系。

#### 【基本原理】

肌梭是一种感受肌肉张力的感受器，呈梭状，外有结缔组织的囊，内有梭内肌纤维。梭内肌中有传入（感觉）神经发出，肌梭与肌纤维（梭外肌纤维）平行排列，呈并联关系。机械牵拉肌肉，也即牵拉肌梭，使肌梭兴奋，产生感受器电位，在传入神经上则可记录到起源于感受器电位的动作电位。

蟾蜍后肢中趾的小肌肉（第 趾短深伸肌）中往往只含有 1—2 个肌梭，为详细地探讨肌梭的特性提供了良好的标本。

#### 【动物与器材】

蟾蜍、常用手术器械、标本槽、前置放大器、示波器与示波照相机、电子刺激器、微操纵

器、解剖显微镜、屏蔽箱、橡皮泥、棉球、棉线、任氏液。

#### 【方法与步骤】

##### 1. 标本的制备

(1) 蟾蜍双毁髓后剪开腹部皮肤，将下肢皮肤完全剥掉。选择一侧后肢，在膝关节上部剪断，剪下的小腿部分立即浸泡在任氏液中，充分洗手及用过的的手术器械。将标本移入培养皿中，足背向上，用大头针固定在石蜡层上。加适量任氏液。

(2) 在解剖显微镜下，细心观察 趾的伸肌肌腱，辨认短深伸肌（图 10 - 12）。在趾骨的两侧可清晰地看到各有一条白色的肌腱一直延伸到 趾的末节，此肌腱便与 趾短深伸肌相延续。于蹠骨与趾骨关节处，还可见一肌腱止于蹠骨末端的表面长总趾伸肌。在该肌腱末端剪断，将肌肉轻轻掀起。

(3) 在 趾外侧靠近末节趾骨处，切断 趾短深伸肌肌腱，用一丝线牢固系在腱的断端，细心将其周围结缔组织去除，直到蹠骨水平。注意：在趾短深伸肌的表面，还有两块肌肉与其并行，分别称为表面短总趾伸肌和深部短伸趾肌。

其中表面短总趾伸肌的肌腱同 趾短深伸肌肌腱在一侧，且终止于同一水平，所以常易混淆。区分的办法是追寻到肌肉的起点，因二者的起点在跗骨端。

(4) 剪开足背部的筋膜，剖开表层的肌肉，即可见一支常与血管伴行的神经，即腓神经的足趾分支。向外周端，用玻璃解剖针细心分离并剪断同趾短深伸肌无关的一切神经分支。向中枢端，追踪腓神经主干。大约在踝关节处，腓神经分成两支（内侧支和外侧支），而在小腿上段又合为一支，成

---

实验中亦可使用 趾间肌，它比 趾短深伸肌容易制备，但含肌梭多。

为腓神经主干。通常 趾短深伸肌的感觉神经从外侧支通过，但一般内侧支也不要切断，直至分离到膝关节处。

(5) 切断标本同周围组织的联系，游离整个标本，上端从跗骨的末端断开。支配 趾短深伸肌的神经在 与 趾间的夹缝走行，分离时要格外小心。

注意：分离神经和肌肉时，避免牵拉和夹捏，特别是神经与肌肉接合处神经极细并常与结缔组织混在一起，稍不注意就会损伤，要非常小心。

2. 仪器的连接与参数的调整按图 10 - 13 连接仪器。

(1) 前置放大器辨差输入，放大倍数为

1000，时间常数为 0.001s，高频滤波为 10kHz。

(2) 示波器上线记录肌梭放电，自动扫描，扫描速度为 0.2—0.5s/cm，灵敏度为 50mV/cm。下线接刺激器，输入 5 次/s 单脉冲信号，作为时标。

3. 标本的放置将标本小心移入标本槽的甲槽中（图 10 - 13），用大头针将头端肌腱固定在硅橡胶上。神经引入乙槽中。注意：在神经进入肌肉的地方，要将神经轻轻悬起，放在记录电极上，以防对肌肉施以牵张时引起运动伪迹。牵拉丝线经滑轮引到盒外。调节滑轮 以适当的高度，肌肉呈松弛状态，不要牵拉。甲槽装入任氏液，浸没标本为止。

4. 观察、记录肌梭的自发放电

(1) 肌肉呈松弛状态，示波器做自动扫描（0.2—0.5s/cm），观察肌梭自发放电情况。若自发放电明显，则停止扫描，只留纵坐标工作，以 20mm/s 的胶片转速，连续拍照 4s。显影后，计测自发电的平均频率。

(2) 牵拉刺激的强度同放电频率的关系用不同重量的橡皮泥作为负荷，分别对肌梭作牵拉刺激。每次牵拉之前，让肌肉处于不受牵拉的静息状态。记录肌梭传入冲动的发放（图 10 - 14）。

#### 【注意事项】

在记录肌梭发放的实验中，排除肌电的干扰是实验成功与否以及结果是否可靠的关键。在下述情况下，可能出现肌电干扰：多次牵拉后；标本使用时间过长；制备标本时，无关的神经分支未完全切断。

为防止肌电干扰，需注意：每次牵拉要间隔 3—5min；标本的肌肉部分应浸在任氏液中，其神经应浸在纯净的石蜡液中；解剖时，无关神经分支要切断，有关的神经分支要充分分离。实验时，神经悬空放置在电极上，

趾短深伸肌应与其它肌肉分离开；不得使用过重的负荷，以免造成末梢器官永久性损伤。

#### 【思考题】

1. 如何判断发放冲动的肌梭数目？
2. 试述牵拉强度与肌梭放电频率的关系。

（孙久荣、韦建恒、王忠民）

## 实验 74 家兔减压神经传入冲动的引导

#### 【目的要求】

1. 学习在体记录神经冲动的办法。
2. 观察家兔减压神经传入冲动的发放，从而加深对减压反射的理解。

### 【基本原理】

减压神经又称主动脉神经，是主动脉区感受主动脉压力的传入神经。减压神经传入冲动的频率在一定范围内随主动脉血压的升高或降低而相应增加或减少，从而使减压反射效应增强或减弱以保持血压相对稳定。由于家兔减压神经与迷走神经和颈交感神经分离开来，自成一束，为单独研究减压神经（减压反射）提供了方便。

### 【动物与器材】

家兔（2kg 以上）、常用手术器械、止血钳、兔体手术台、前置放大器、电子刺激器、示波器及示波照相机、心电图机、保护电极、水银检压计、动脉套管、动脉夹、气管插管、屏蔽箱、注射器、20%氨基甲酸乙酯、肝素（300 单位/ml）、3.8%柠檬酸钠、生理盐水、石蜡油、去甲肾上腺素（1:100000）、乙酰胆碱（1:100000）。

### 【方法与步骤】

1. 按实验 24 的手术过程麻醉、固定动物，并施行气管插管术。然后一侧做颈总动脉插管，连接水银检压计（注意：此时动脉夹暂不打开）。另一侧从血管神经束中分离减压神经。

分离方法：首先用线提起颈总动脉，从被牵拉开来的结缔组织膜中辨认迷走神经、交感神经和减压神经。然后用玻璃解剖针自减压神经和交感神经之间的细小间隙中顺减压神经的走行自头端向胸侧轻轻划动剥离。注意：在此过程中应极力避免上述连接血管和诸神经的结

缔组织膜破损。将减压神经分离 1cm 左右，提起神经，插入引导电极（用保护电极代替），使电极与神经接触良好。然后用止血钳把神经周围的皮肤提起，做成人工皮兜，向兜内滴加 38—40 的石蜡油。注意：减压神经和电极记录部分均应浸泡在石蜡油中，神经与电极接触良好，但不能牵拉神经。电极记录部分也不可和周围组织接触。如必要时，可将减压神经结扎剪断，在其外周端记录传入冲动的发放。当引导电极固定良好后，实验应立即开始。注意：实验过程中要不断滴加温热的石蜡油以保护神经。

2. 仪器的连接与参数的调整（图 10 - 15）

（1）将心电图机的肢体导联线连于刺入四肢皮下的针形电极上，心电图机的输出端与示波器下线输入端相连，输入方式选用“AC”双端输入，下线灵敏度一般为 1mV/cm。（2）将记录减压神经传入冲动的引导电极与前置放大器的输入端连接。放大器的放大倍数为 1000，时间常数为 0.001s，高频滤波为 10—100kHz。

（3）将放大器的输出端连接示波器上线输入端，输入方式选用“AC”双端输入，上线灵敏度为 100mV/cm。扫描速度：做观察用时，可选择相应的扫描速度，如加快扫描速度，可对一次减压神经传入冲动发放群进行观察；做连续照相时，X 轴停止扫描，光点亮度适中，固定在荧光屏某一点（不要总用中心点，以免损伤荧光屏）；做单片拍照时，以荧光屏的 X 轴全长一次扫描中可出现 3—4 次减压神经传入冲动发放群（或 3—4 个心电图）为标准选择相应的扫描速度，如 0.1s/cm。

（4）示波器照相机做连续照相，以 2cm 长胶片可记录到 3—4 个减压神经传入冲动发放群为宜。使用普通相机时，以 B 门做手控单片照相，示波器扫描由电子刺激器手控触发，扫描速度的选择如前所述。

（5）调整仪器、照相装置后，在耳缘静脉或动脉插管的侧管（注意打开



水银检压计一端的夹子)注入2—3ml(300单位/ml)肝素溶液,然后慢慢开启动脉夹(开启前再一次检查或调节水银检压计的水银柱高度)。

3. 正常血压情况下,减压神经传入冲动发放的观察减压神经传入冲动的发放是一群群的,其放发与心电同步,且落后于心电(图10-16)。加快扫描速度,观察一个冲动群的持续时间、组成冲动群的最大和最小振幅。

4. 血压下降时,减压神经传入冲动发放的变化自耳缘静脉注入乙酰胆碱0.5ml左右,观察动脉血压在下降过程中,心电和减压神经传入冲动发放的变化;观察血压恢复时,心电和减压神经传入冲动发放的变化(图10-16)。

5. 血压升高时,减压神经传入冲动发放的变化待血压恢复到正常并稳定后,自耳缘静脉缓缓地注入去甲肾上腺素0.5ml左右,或肾上腺素0.2ml左右。记录血压升高时相中,心

电和减压神经冲动发放的变化(10-16)。

#### 【注意事项】

本实验与离体神经干上记录动作电位不同,由于引导电极置于动物体内,除可记录到神经干发放的冲动外,尚可记录到动物的心电,肌电以及环境中存在的交流干扰,如何排除和防止这些干扰是实验能否得到完美结果的关键。

1. 50Hz等交流干扰的排除动物置于屏蔽笼内,引线均要求是屏蔽线。使用的仪器和动物要接地,且接地点要单一,以消除大地环路的影响。引导电极要与神经妥善接触,避免接触不良(单极或双极)现象发生,同时要保持引导电极始终浸泡在液体石蜡中。

2. 心电干扰的排除心电的干扰易于发生,也易于识别,其波形固定,具有一定的周期。为消除心电干扰,引导电极要尽量远地离开心脏,并需要与周围组织绝缘。另外,引导电极的两极间距离不要过长。一般为2mm,力图使心电的传入对于此两电极是同相信号。利用放大器的辨差作用,抑制心电干扰。

3. 肌电干扰的排除若肌电干扰由呼吸肌收缩引起,则干扰与呼吸同步,且动物往往呼吸困难,此时应检查气管插管是否通畅。

局部肌肉的干扰,如颈部的某些肌肉的收缩干扰,在引导电极充分与之绝缘的同时,可将动物头部摆好,不要发生过分的扭转和牵拉,并可考虑从静脉补加适量麻醉剂。

4. 减压神经的保护和引导神经干的机能下降,如神经干燥也会产生干扰,尤其是交流干扰加剧,所以要用温热液体石蜡油保护。神经周围有血渗出,血膜的存在不利于引导电极与神经干的接触,要及时用干棉球轻轻拭去。反之,引导电极短路则记录不到冲动,此时一切干扰也消失,示波器扫描基线变得细且直(只呈现放大器的噪声了)。所以要在神经放入之前,用干棉球将电极擦干,并同时吸尽已分离的那一段减压神经上的液体,待神经置入引导电极后,立即加入温热的液体石蜡油。注意:神经与引导电极之间不可有相对摩擦移位,否则神经因受到机械刺激产生干扰性的冲动发放。

#### 【思考题】

1. 减压神经传入冲动的发放与心电同步而落后于心电,是何原因?如何解释其间的时间间隔?

2. 减压神经传入冲动每一次发放的冲动数目和幅值是由什么因素决定的?

3. 使减压神经发放冲动停止或达最大值的临界血压值是多少？

(孙久荣、韦建恒、王忠民)

## 第十一章 内分泌与生殖

### 实验 75 胰岛素惊厥

#### 【目的要求】

了解胰岛素调节血糖水平的机能。

#### 【基本原理】

胰岛素是调节机体血糖的激素之一，当体内胰岛素含量增高时，便引起血糖下降，动物出现惊厥现象。

#### 方法（一）

##### 【动物与器材】

小白鼠 4 只、1ml 注射器、鼠笼、胰岛素溶液（ $2\mu\text{g/ml}$ ）、50%葡萄糖溶液、酸性生理盐水。

##### 【方法与步骤】

1. 取 4 只小白鼠称重后，分实验组和对照组，每组 2 只。
2. 给实验组动物腹腔注射胰岛素溶液（ $0.1\text{ml}/10\text{g}$  体重）。
3. 给对照组动物腹腔注射等量的酸性生理盐水。
4. 将两组动物都放在  $30\text{—}37^\circ\text{C}$  的环境中，并记下时间，注意观察并比较两组动物的神态、姿势及活动情况。
5. 当动物出现角弓反张、乱滚等惊厥反应时，记下时间，并立即皮下注射葡萄糖溶液（ $0.1\text{ml}/10\text{g}$  体重）。
6. 比较对照组动物、注射葡萄糖的动物、以及出现惊厥而未经抢救的动物的活动情况，并分析所得的结果。

##### 【注意事项】

1. 动物在实验前必须饥饿 18—24h。
2. 一定要用 pH2.5—3.5 的酸性生理盐水配制胰岛素溶液。因为胰岛素在酸性环境中才有效应。
3. 酸性生理盐水的配制将  $10\text{ml } 0.1\text{mol/L HCl}$  加入  $300\text{ml}$  生理盐水中，调整其 pH 值在 2.5—3.5，如果偏碱，可加入同样浓度的盐酸调整。
4. 注射了胰岛素的动物最好放在  $30\text{—}37^\circ\text{C}$  环境中保温，夏天可为室温，冬天则应高些，可到  $36\text{—}37^\circ\text{C}$ 。因温度过低，反应出现较慢。

#### 方法（二）

##### 【动物与器材】

金鱼、胰岛素（2 单位/ml）、10%葡萄糖溶液、500ml 烧杯两个、500ml 量筒一个。

##### 【方法与步骤】

1. 备两只烧杯分别作 A 和 B 记号。A 烧杯中加入 200ml 水及 0.5ml 胰岛素；B 烧杯中加入 200ml 10%葡萄糖溶液。
2. 把一金鱼放入 A 烧杯中，胰岛素通过鱼鳃的毛细血管循环扩散入血液，小心地观察金鱼的行为，记录金鱼出现昏迷所需的时间，并观察金鱼出现昏迷时的活动。
3. 当金鱼出现昏迷后，小心地转放入烧杯 B 中。观察金鱼发生的变化，并记录金鱼恢复活动所需的时间。

##### 【思考题】

1. 正常机体内胰岛素如何调节血糖水平？
2. 试分析糖尿病产生的原因及治疗方法。

(谢申玲)

### 实验 76 甲状腺素对蝌蚪发育的影响

#### 【目的要求】

观察甲状腺素对蝌蚪发育过程中形态变化的影响。

#### 【基本原理】

蝌蚪一般生长 3 个月左右完成形态变化而成蛙。变态过程包括：体部对尾部的吸收，前肢由鳃室伸出，头部形状改变，嘴变扁变大，鳃消失等体形改变。这一过程是受甲状腺素控制的。

#### 【动物与器材】

同种同时孵化的蝌蚪（体长 5—10mm）25 条、1000ml 广口瓶 5 个、有孔匙羹、平底玻璃碟、方格纸（1mm×1mm）、绿藻、鲜牛肝、鲜牛甲状腺、甲状腺粉（配成 2% 溶液），碘液。

#### 【方法与步骤】

1. 将蝌蚪分置下列 5 个广口瓶内饲养，每瓶 5 条。
  - 第 1 瓶盛井水 50ml+绿藻（少许）。
  - 第 2 瓶盛井水 50ml+绿藻（少许）+鲜牛肝（磨碎）0.5g。
  - 第 3 瓶盛井水 50ml+绿藻（少许）+鲜甲状腺（磨碎）0.5g。
  - 第 4 瓶盛井水 50ml+绿藻（少许）+甲状腺粉溶液 20ml。
  - 第 5 瓶盛井水 50ml+绿藻（少许）+碘液（少许）。将各瓶置于同一温度与同一光线下，每两天更换饲养液一次。
2. 每三日用有孔匙羹将蝌蚪捞起，放入一平底玻璃碟内，再将碟放于一方格纸上（1mm×1mm），测量蝌蚪的长度，同时注意其形状的变化
3. 将每次观察的结果填入表（11-1）

表 11-1 蝌蚪长度变化的记录

瓶	饲养前长度 (mm)	饲养后的长度 (mm)										备注
		第 3 天	6	9	12	15	18	21	24	27	30	
一												
二												
三												
四												
五												

#### 【思考题】

1. 给蝌蚪喂饲甲状腺制剂，对它的生长发育有哪些影响？
2. 如应用大剂量甲状腺激素时，蝌蚪的发育会有什么变化？

(谢申玲)

## 实验 77 摘除甲状旁腺对机体的影响

### 【目的要求】

1. 学习摘除器官的慢性实验方法。
2. 观察甲状旁腺对机体的作用。

### 【基本原理】

甲状旁腺分泌甲状旁腺素，其主要作用是调节血液中的钙、磷代谢，使血液中的钙、磷维持在正常水平。动物的甲状旁腺被摘除后，可引起血钙下降，使神经和肌肉的兴奋性升高，导致肌肉痉挛的现象。

狗的甲状旁腺普通有 4 个，也可以多至 5 个。甲状旁腺为椭圆形或圆形小体，长约 2—3mm，位于甲状腺的表面或埋藏在甲状腺组织中。一般上一对甲状旁腺常在甲状腺背面上部的外表面，容易看见；下一对甲状旁腺较小，通常埋藏在甲状腺下部的组织深处，极不易用肉眼看见。由于甲状腺切除的效应出现较慢，而甲状旁腺被切除后，在 2—3 天内动物便出现抽搐症状。所以在狗体上观察切除甲状旁腺的作用时，常将二者一并摘除。

### 【动物与器材】

狗、常用手术器械、止血钳、手术台、高压消毒器、持针钳、缝针、丝线、布巾钳、手术巾、手术衣帽、纱布垫、口罩、医用手套、注射器、75%酒精、碘酒、3%戊巴比妥钠、10%氯化钙、生理盐水。

### 【方法与步骤】

1. 灭菌的方法在动物身上施行外科手术也要注意严格灭菌，才能取得良好的实验效果。参加手术人员要按规定方法戴无菌帽和口罩、手和前臂的灭菌和穿无菌手术衣。

(1) 手术前手和前臂的灭菌主要包括修剪指甲、用肥皂刷洗手和前臂几次，共约 6—7min，即用无菌纱布擦干，再在 70%的酒精中泡手（这种 70%酒精是按重量配制的，即约用 95%的酒精 815ml，加水至 1000ml，再用酒精比重计校准）。约 2min，用酒精纱布擦前臂和手，然后穿无菌手术衣。

(2) 器械和用品的灭菌通常用化学药品、煮沸和高压蒸汽。锋利的器械，如手术刀、剪刀和缝针，浸泡在 70%酒精中，30min 即可灭菌。盛放酒精的器皿和其它外科器械，可以煮沸 5min 灭菌。布类用品，如手术衣帽、手术巾、口罩、布单、纱布、棉线和丝线等，通常在 15—20 磅的蒸气压力下蒸 30min 灭菌。

### 2. 手术

(1) 选重约 4—5kg 的狗一只，以戊巴比妥钠（30—50mg/kg 体重）静脉注射麻醉，背位固定于手术台上。剃去颈部的被毛，用纱布沾肥皂液擦洗两次，以去油垢，然后用纱布沾 70%酒精擦净，再涂抹碘酒（3.5%）两次。等碘酒干后，再用 70%酒精擦去碘质。皮肤消毒完毕后，便可用无菌敷布遮盖手术区的周围。并用布巾钳把手术巾固定在皮肤上。

(2) 施行手术时，在颈部中线由甲状软骨起向下切开皮肤约 4—6cm，用止血钳分离皮下结缔组织，可见沿气管左右各一块胸舌骨肌和斜向走的胸头肌（图 11-1）。分离一侧的胸舌骨肌和胸头肌，并在靠近咽喉部将胸头肌向内翻，可见一橄揽形腺体，即甲状腺。用止血钳在

甲状腺的侧面边缘夹住并提起，分离周围的结缔组织，可见两条血管进入甲状腺（图 11-2）。用线把血管结扎并剪断，便可将一侧甲状腺全部切除。同样的方法把另一侧甲状腺摘除。

（3）除去手术巾，用连续缝合术把颈前肌肉缝合，再用间断缝合术把颈部皮肤切口缝合（图 11-3）。用绷带包扎伤口，手术后须小心护理。为防止感染，可在手术后给狗腹腔注射青霉素（20 万单位/只）。然后将狗放到铁笼里，观察何时出现痉挛。切除甲状旁腺后，抽搐症状出现的时间和程度，常随动物的年龄、生理情况和种类而有不同。一般年轻、怀胎和授乳的动物较易发生抽搐。

（4）当狗出现抽搐时，立即腹腔注射 10%氯化钙 2—3ml，再观察症状的变化。

#### 【注意事项】

1. 做手术切口时，注意解剖结构，少切断神经和血管，以免使组织萎缩和血液循环不良。对组织应加爱护，手法轻柔，避免猛力牵拉。缝线不宜太紧。

2. 做皮肤切口时，要避免把皮肤和下层筋膜剥离，也不要皮把皮下筋膜和更下层的肌肉剥离，以避免增加“死腔”。

3. 手术过程中，尽可能注意止血。对出血点的处理须视破裂血管的大小而定。纱布只用以吸血，不可在组织上用力揩擦。微血管出血可用湿热的纱布垫按压止血；较大的血管流血须用止血钳夹住，并用线结扎。

#### 【思考题】

1. 什么叫慢性实验？它和急性实验的主要区别是什么？
2. 甲状旁腺素的主要生理作用是什么？怎样调节？
3. 注射氯化钙后，狗肌肉痉挛的症状发生什么变化。为什么？

（谢申玲）

## 实验 78 肾上腺皮质与机体对有害刺激耐受力的影响

#### 【目的要求】

1. 学习用摘除法造成功能缺损，以了解研究内分泌腺功能的方法。
2. 观察肾上腺皮质激素对机体的水盐代谢及应激能力等方面的作用。

#### 【基本原理】

肾上腺皮质是维持生命所必需的。肾上腺皮质释放盐皮质激素、糖皮质激素和少量性激素。糖皮质激素参与体内糖、蛋白质和脂肪的代谢调节，并能增强机体对有害刺激的耐受能力；盐皮质激素则参与水盐代谢的调节。摘除肾上腺的动物可迅速表现出肾上腺皮质功能失调的现象，例如食欲下降，低血压、肌无力和肾衰竭等，同时也表现出抗炎症、抗过敏能力下降及对有害刺激的耐受力下降。

#### 【动物与器材】

成熟的雄性大白鼠（或小白鼠）20 只、常用手术器械、小动物手术台、台秤、酒精棉球、注射器、鼠笼、生理盐水、乙醚、1%NaCl 溶液、75%酒精。

#### 【方法与步骤】

1. 动物的分组和手术

(1) 动物的分组选择健康而体重相近(150g左右)的雄性大白鼠20只,称重和编号,分为4组,每组5只。各组动物的体重和健康情况应大致相似。第1、2、3组动物为摘除肾上腺的实验组,第4组为正常对照组。

(2) 肾上腺摘除术用乙醚麻醉大白鼠,腹位固定于小动物手术台上。剪去动物背部的被毛,用75%酒精消毒手术部位和手术者的双手。手术器械也应用75%酒精浸泡10min。

在背部正中中线作一长约3cm的皮肤切口,用镊子夹住皮肤边缘,将切口牵向左侧。分离两侧肌肉。在左肋骨下缘将腹壁剪一约1cm切口,以小镊子夹盐水棉球轻轻推开腹腔内的脏器和组织,即可在肾的上方找到淡黄色的肾上腺,直径约2—4mm,周围被肾脂肪囊所包裹。用小镊子紧紧夹住肾上腺与肾之间的血管和组织,再用眼科剪或小镊子将肾上腺摘除。然后按上法摘除右侧肾上腺。

摘除肾上腺后,依次用线缝合肌层和皮肤的切口,用酒精棉球消毒皮肤的缝合口。手术后,各组动物应在同样条件下饲养。

对照组手术操作与实验组相同,但不摘除肾上腺。

## 2. 观察项目

(1) 肾上腺摘除对动物水盐代谢和存活率的影响手术后,第1组(去肾上腺)和第4组动物只饮清水;第2组(去肾上腺+盐水)动物饮1%NaCl溶液;第3组(去肾上腺+可的松)动物除饮清水外,每天灌服可的松两次,每次50 $\mu$ g。

连续观察一周,每天记录动物的体重、进食情况、活动情况和肌肉紧张度及死亡率等。实验结果可列表进行比较。

(2) 肾上腺摘除对动物应激功能的影响进行这项实验的前两天,对存活的实验组(去肾上腺)动物和对照组动物都停止喂食,全部只饮用清水(即不再给予盐水和可的松)。

实验时,在每组中各取2只动物进行观察,比较它们在禁食2天后,在姿势、活动情况和肌肉紧张度等方面与禁食前有何变化?各组间的变化有何差异?

将动物移入2冷室中,停止给药,保证动物饮水和食物,每日观察一次,记录其死亡情况。以存活率为纵座标,日数为横座标,作图表示。

### 【注意事项】

1. 动物应编号,以免混淆,编号的方法可用黄色的苦味酸稀溶液在背部写上号码;亦可用细铝丝穿过耳廓,悬挂一个有号码的小铝牌。

2. 摘除肾上腺动物对有害刺激的抵抗力降低,动物应尽可能分笼单独饲养,以免互相残杀。而且要喂以高热量和高蛋白的饲料。室温最好保持在20—25之间。

### 【思考题】

1. 根据实验结果,比较分析肾上腺摘除后的效应和各组间效应不同的机理。

2. 动物实验中,为什么要进行对照试验?应怎样考虑和设计对照试验?

(谢申玲)

## 实验79 垂体激素对蛙卵巢的作用

### 【目的要求】

观察性激素对蛙卵巢活动的作用。

### 【基本原理】

垂体前叶分泌促性腺激素，能调节雌性机体的卵巢周期性活动。虽然两栖类的正常排卵是有季节性的，但也可以通过体外注射垂体激素而刺激其排卵。

### 【动物与器材】

成熟的雌蛙或蟾蜍、2ml 注射器 2 只、500ml 烧杯、小铁丝笼两个、垂体提取液、任氏液。

### 【方法与步骤】

1. 用注射器将 1ml 垂体提取物从蛙的皮下注入腹淋巴囊后放入小铁丝笼内，记上“实验”标签。

2. 取另一只蛙，注入 1ml 任氏液后放入另一小铁丝笼内，记上“对照”标签。

3. 放置约 90min 后，检查每只蛙的泄殖腔内是否有卵子。检查方法是用手握蛙，利用其腹部外翻的压力，使输卵管内少量卵被推出，在泄殖腔的开口处便可见到。如没有见到卵子，可以再放些时间再观察。

### 【注意事项】

实验蛙和对照蛙注射药液及任氏液时，注入的部位及容量要相同。

### 【思考题】

垂体前叶可分泌何种与性腺有关的激素？有什么生理作用？

(谢申玲)

## 实验 80 切除卵巢及注射雌激素对大白鼠动情周期的影响

### 【目的要求】

通过对大白鼠阴道涂片的观察，了解性周期中阴道上皮细胞的变化。

### 【基本原理】

在周期性排卵的动物，伴随着性周期可见到生殖器官和附属生殖器官的变化。通常通过大白鼠的阴道涂片法，来观察性周期中阴道上皮细胞的变化，进而了解在性周期各个时期中卵巢的活动与性激素的变动。

大白鼠的性周期中，各个时期阴道分泌物涂片的镜象如图 11 - 4。

1. 动情前期阴道分泌中，大部分是膨大而略呈圆形的有核上皮细胞，少量角化细胞，不含白细胞。

2. 动情期角化细胞很多，集成块。

3. 动情后期多量的白细胞及少量角化细胞。

4. 动情间期（非发情期）可见少量上皮细胞。

根据涂片观察所得结果，对照以上特征，即可判断大鼠进入性周期的哪一动情期阶段。

### 【动物与器材】

雌性成熟大白鼠（或小白鼠）6 只、玻片、常用手术器械、显微镜、吸管、盖玻片、生理盐水、乙醚、己烯雌酚、瑞特氏染料。

### 【方法与步骤】

1. 取雌性成年未孕大白鼠 6 只，分成三组：第一组为对照组；第二组为



去卵巢组；第三组为去卵巢注射己烯雌酚组。

2. 取清洁玻片 3 块，按上述分组作好记号，然后各滴入一滴生理盐水。

3. 用吸有生理盐水的吸管吸取阴道分泌物，然后涂到玻片上，盖上盖玻片，不染色即可进行观察。如待涂片干后，用瑞特氏染料染色 3—5min，则细胞核被染色，细胞的形态更易辨认。

4. 用显微镜检定涂片，并判定属于动情周期中的哪一期。

5. 卵巢摘除法用乙醚将第二、三组大白鼠麻醉，腹位固定在手术台上，剪去腰部的被毛，用酒精消毒皮肤及手术器械。由距最后一根肋骨 1cm 的尾侧开始，在背部正中切开皮肤约 1cm，从切口处向左、右分离皮肤。在脊柱两侧腹壁剪开一切口，肌肉的下面就是被脂肪组织包裹的卵巢，用镊子把大白鼠的卵巢连脂肪组织轻轻移到腹腔外，用线将卵巢与输卵管连接处结扎，然后摘除卵巢（图 11 - 5）。缝合腹壁及皮肤切口。第一组大白鼠不摘除卵巢，只行切开与缝合腹壁和皮肤手术。

6. 约 7—10d 后检查各组大白鼠的阴道涂片。如去卵巢后大白鼠已进入动情间期，即给第三组大白鼠都皮下注射己烯雌酚 25  $\mu$ g。

7. 3d 后再涂片检查各组大白鼠阴道分泌物，观察它们进入动情周期中的哪一期。

#### 【注意事项】

1. 去卵巢 10d 左右，大白鼠阴道涂片应停留于动情间期（非动情期）。如仍在其它时期，则应饲养数天后再观察，亦应考虑卵巢是否已切除。

2. 手术后的 大白鼠，最好分笼单独饲养。

#### 【思考题】

1. 大白鼠摘除卵巢后，性周期产生怎样的变化？

2. 给第三组大白鼠注射己烯雌酚后，其性周期出现什么变化？为什么？

（谢申玲）

## 实验 81 离体子宫灌流

#### 【目的要求】

1. 学习离体子宫灌流的实验方法。

2. 观察离体子宫平滑肌的活动及药物对它的作用。

#### 【基本原理】

子宫的活动和对药物的效应在很大程度上是由子宫的内分泌状态及解剖部位所决定的。动物的种属、个体成熟的程度、所处的性周期以及妊娠与否，都能影响子宫对药物的效应。

#### 【动物与器材】

大白鼠、平滑肌离体灌流恒温装置、常用手术器械、自动控温仪、记纹鼓或记录仪、通用杠杆或张力换能器、温度计、显微镜、铁支架、载玻片、盖玻片、 $O_2$ 、棉线、缝针、培养皿、肾上腺素（1：10000）、催产素（0.1 单位/ml）、低  $Ca^{2+}$  洛氏液、己烯雌酚。

#### 【方法与步骤】

1. 离体子宫平滑肌灌流的实验装置和离体小肠段的生理特性实验（实验

44) 完全相同。

2. 由于子宫的活动及对药物的敏感性随着动情周期而变化, 对动情周期较短的动物, 如小白鼠或大白鼠, 可根据阴道细胞学检查, 挑选动情期的动物进行实验。阴道细胞学检查的方法见实验 80。此外, 也可以在实验前 1 - 2d, 每天给动物皮下注射己烯雌酚 0.1mg/kg 体重, 人工造成动情期, 以提高子宫的敏感性。

3. 取体重 280 - 350g 左右, 成年未孕雌性大白鼠, 经阴道涂片镜检确定其处于动情期后, 用颈椎脱臼法处死, 背位固定于腊盆上, 剖开腹腔, 用镊子轻轻拨开附在肠系膜上的脂肪, 可见一对粉红色的卵巢和与它相连的子宫角, 末端是阴道。迅速从卵巢与子宫角间剪断, 下端在阴道处剪断, 取出两侧子宫。立即把子宫放入盛有低  $Ca^{2+}$  洛氏液并通  $O_2$  的培养皿中, 轻轻剥离子宫壁上的结缔组织和脂肪组织。从阴道处纵向剪开, 将一侧子宫角的下端(连阴道端)穿入一 S 形不锈钢小钩, 然后把小钩固定在营养管底的弯钩上。子宫角的另一端(连卵巢端)用缝针穿线结扎, 把结扎线与描记部分相连。营养液的温度保持在 30—32℃, 并不断通入  $O_2$ 。

4. 为保证子宫比较稳定地活动, 必须对子宫加一定负荷, 一般以 1g 为宜。加负荷的方法是在杠杆未与子宫连接前, 先确定放大倍数(短臂与长臂的比例, 即为放大倍数, 如短臂为 1, 长臂为 5, 即放大 5 倍)。然后在短臂末端加适当负荷, 使长短臂两侧重量处于平衡状态, 这时在长臂侧与子宫连接点离支点等距离处加上的重量(如 1g)即为子宫的负荷。

5. 固定标本以后, 应在营养液中稳定 20min 才进行实验。先描记子宫平滑肌的正常活动曲线, 然后向营养液中加入 0.02ml 催产素, 可见子宫活动加强, 待效应明显之后, 约描记 2—5min, 便更换新鲜营养液冲洗 2—3 次。等标本恢复活动后, 间隔 20min 再进行下一次试验。如加入肾上腺素(1:10000) 0.04ml, 同样观察和记录子宫活动的变化。

6. 子宫平滑肌正常活动和加入各种药物后, 观察的指标为强度(幅度)与频率。幅度即以每次收缩所达到的最高点表示。频率以每 10min 收缩的次数表示。子宫活动力, 以强度和频率的乘积表示。

#### 【注意事项】

1. 操作过程中应避免过度用力牵拉子宫组织, 而且操作时间尽量短些, 并注意供给  $O_2$ 。

2. 低  $Ca^{2+}$  洛氏液能消除子宫平滑肌的自发运动。可把洛氏液配方中的  $CaCl_2$  由 0.24g/L 改为 0.06g/L。

3. 每次加入药物后的观察时间, 更换新鲜营养液的次数, 及两次加入药物的间隔时间均应尽可能保持一致

4. 由于子宫平滑肌的活动十分缓慢, 其收缩频率约 0.75 次/min, 若通过张力换能器和记录仪记录时, 由于记录仪的走纸速度快, 往往描记不到理想的曲线。若用电动连续记纹鼓记录, 利用其走纸速度慢(0.08—0.15mm/s)的优点, 可以长时间描记实验结果, 比较方便。

#### 【思考题】

1. 分析催产素和肾上腺素对子宫平滑肌的作用。
2. 小结完成本实验的关键操作步骤。

( 谢申玲 )

## 实验 82 妊娠检验

### 【目的要求】

了解检验妊娠的原理，学习通常采用的判断早期妊娠的测定方法。

### 一、免疫法测定

#### 【基本原理】

孕妇尿内的绒毛膜促性腺激素（HCG）具有抗原性，能与相应的抗血清发生作用。如将吸附有 HCG 的胶乳与抗血清混合，可使胶乳发生凝集。利用这一原理可检查妇女是否怀孕。将被测定者的尿先与抗 HCG 血清混合作用一定时间后，再加入吸附有 HCG 的胶乳，若被测者已怀孕，则其尿中含有 HCG，因抗血清已与尿中的 HCG 结合，以致抗血清作用消失，不使胶乳发生凝集，胶乳呈均匀的乳液状。反之，则其中几乎不含 HCG，当其与抗血清混合后，抗血清中的抗 HCG 抗体并未被消耗，当加入吸附有 HCG 的胶乳后，抗血清就与附有 HCG 胶乳结合，呈明显均匀的凝集颗粒。

#### 【实验器材】

抗 HCG 血清（以下简称抗血清）、吸附有 HCG 的胶乳颗粒悬液（以下简称胶乳）、吸管、玻棒、孕妇尿、非妊娠尿。

#### 【方法与步骤】

1. 用洁净吸管在黑色背景的玻片上滴加被试尿 1 滴，再加抗血清 1 滴，用玻棒搅匀，使液面直径约达 2.5cm 大小，将玻片前后左右慢慢地连续摇动 0.5—1min。

2. 滴加胶乳抗原 1 滴，用玻棒搅匀，并记录时间。连续缓慢地摇动 2min，观察结果。如在 2min 内出现明显的均匀一致的凝集颗粒者为阴性；如在 2—5min 出现凝集者为可疑；如在 5min 后不出现凝集颗粒者为阳性。每次须用非妊娠尿作对照。

#### 【注意事项】

1. 尿液混浊或呈絮状时，应离心沉淀后取上层清液使用。这试验以晨尿为好。

2. 胶乳抗原与抗血清应放在冰箱内保存，使用时使其接近室温，并事先摇匀。此试验一般应在 15℃ 以上进行，如果室温过低，反应缓慢，观察时间应延长至 4—6min。

3. 滴加尿、抗血清及胶乳抗原，液滴大小均应一致。

#### 【思考题】

本试验中胶乳不凝集是妊娠阳性还是妊娠阴性？为什么？

### 二、生物法测定

#### 【基本原理】

妊娠尿内由胎盘分泌的绒毛膜促性腺激素（HCG）浓度逐渐增高，约在妊娠后 8 周左右达高峰，以后逐渐降低，稳定于低水平，于分娩时几乎不能测出。绒毛膜促性腺激素可刺激雄蛙（或蟾蜍）排精。因此，以雄蛙排精作用为指标测定尿液中的 HCG，可作为诊断早期妊娠的一项检验方法。

#### 【动物与器材】

雄蛙（或雄蟾蜍）、弯嘴吸管、载玻片，显微镜、注射器、盖玻片、小铁丝笼、妊娠尿、非妊娠尿、任氏液。

### 【方法与步骤】

1. 选两只 100g 以上的雄蛙或雄蟾蜍，用弯嘴吸管分别从其泄殖腔内吸取少量液体，滴在载玻片上，在显微镜下观察尿液中是否有精子存在。若有，则需另选。

2. 取 5ml 非妊娠尿，注入其中一只的背部淋巴囊作对照；另一只则注射等量的妊娠尿。把蛙分别放入两个小铁丝笼内。

3. 注射 1 小时后，分别从泄殖腔吸取液体，在显微镜下检查，若实验组有精子活动，则为阳性反应，表明已妊娠。若无精子，则为阴性反应。

4. 发现精子后可加盖玻片，再用高倍镜观察精子的形态。蟾蜍精子的头部呈镰刀状，其后有一鞭毛状的细尾。

### 【注意事项】

1. 作蛙或蟾蜍的背部淋巴囊注射时，针头应从后肢刺入，否则尿液将从注射针眼流出。2. 泄殖腔内有原生动物，观察时应与精子区别。

3. 如果泄殖腔内的液体量很少时，可用滴管先注入少量任氏液，然后再吸出。

### 【思考题】

试述用雄蛙进行妊娠检查的原理。

( 谢申玲 )

## 第十二章 设计实验

### 实验 83 选题与实验设计

#### 【目的要求】

1. 在教师的指导下，根据实验室的现有条件，以小组为单位选出实验题目。
2. 在查阅资料的基础上，完成实验设计，以训练实验验证或解决某一实际问题的设计能力。

#### 【方法与步骤】

1. 由教师介绍开展设计实验的目的、意义，以及从选题、设计实验、实验准备、完成实验、整理结果以至写出报告的全过程。
2. 由教师介绍本教研室的仪器设备及现有条件。力图使学生选出切合实际的课题。
3. 实验小组选择教师提供的课题或自行命题，并报教师审批。
4. 根据本组可选课题，分头查阅有关文献资料、分工负责、汇集讨论，最后写出实验设计，交教师审阅。

#### 【实验设计内容】

实验设计的内容应包括下列诸项。

1. 课题名称。
2. 目的要求本实验最后达到的目的。
3. 基本原理实验的依据与思路。
4. 动物器材与药品。
5. 方法与步骤简要的实验方法、观察指标与程序。

#### 【实验设计的基本原则】

学生在确定课题后进行实验设计需要注意以下基本原则。

1. 科学性是指在设计生理学实验时必须有充分的科学根据，这就要求学生设计时要以前人的实验或自己的实验为基础，而不是凭空设想。如温度对肌肉收缩的影响这个课题，必须通过查阅资料了解温度对肌肉收缩有无影响，对哪些指标有影响（包括收缩的快慢、强弱，潜伏期、收缩期和舒张期的长短等），以及为什么会有这些影响，以此为依据，便可设计出观察指标明确、选材准确、有的放矢、科学性强的实验。使实验结果能明确地回答所提出的问题。

2. 严谨性欲证实某器官、系统的生理特征，必须注意实验设计中的严谨性，使要说明的问题无懈可击。如在生理学实验中要设置对照实验（包括某一处理前的正常对照或对照组），这样便于实验前后对比或组间比较，得出明确的结论。如观察某因素对动脉血压的影响时，必须记录施加某因素前的正常血压，而在撤除某因素后又须使血压恢复至正常水平。

3. 实验条件的一致性在生理实验中，除欲处理因素以外，其它诸实验条件必须保持前后一致，不能在实验过程中随意变动。如观察某因素对心肌细胞电活动的影响时，必须严格控制实验条件，包括灌流液的流速、温度、刺激频率、强度与波宽；如使用药物，则须控制药物浓度、剂型与批号等。只有在实验条件完全一致的情况下，才能显示出处理因素对实验结果的影响，否则可能有未被控制的因素干扰实验结果。

4. 可重复性重复、随机和对照是保证实验结果正确性的三大原则,多年来为研究者所公认。因此,在生理学实验中也必须注意实验的可重复性。任何实验都必须有足够的实验次数,才能判断结果的可靠性,不能只进行1—2次实验便作为正式结论。但由于本设计实验还不是系统的科学研究,在具体实验时,应力求在更少的人力、物力和时间的条件下,得到精确的结果。

5. 动物的选择在生理学实验中,动物及标本的选择是十分重要的。首先需要考虑动物的类别,因为某种动物可能对某些生理反应较为敏感,而另一些种类的动物则可能容易造成某种病理模型。如猫的呕吐反应较为敏感,而大白鼠则缺乏这种反应,如选用大白鼠来研究呕吐反应,是注定要失败的。在动物的种类确定之后,有时还需考虑动物的品种。如有些作者认为普通大白鼠不易造成声扰性高血压,而野生大鼠则容易形成。因此,在选择动物时,需要参考前人的经验,查阅有关文献。

此外,在设计离体组织器官的急性实验时,应注意标本的选择。这需根据实验的特点、获得标本的难易等因素决定。如进行神经-肌肉接点阻滞剂的实验,以蛙类的坐骨神经-腓肠肌标本最为合适。而在观察心电图综合向量的变化时,则蛙类心脏应作为首选材料。

6. 指标的选择生理指标的选择应注意客观性、合理性与特异性。客观性是指该指标是客观存在的、不受人的意识左右、可以用一定的方法观察或记录出来,如心率、血压、体温、呼吸频率等。在观察指标时,还应考虑客观的方法,如用光电换能记录小白鼠的自发活动是一种比较客观的记录方法,因其记录的数字不决定于研究者的主观愿望。

合理性是指该指标是否代表所研究的现象。合理指标的选择有时是容易的,有时则是困难的。如选用小白鼠试验某种药物是否有避孕作用,如果选用小白鼠的性周期变化作为该药避孕效果的指标是不合理的,因为性周期可能不受影响而仍具有避孕效果。如果选用怀孕率作为指标就合理得多、特异得多了。

#### 【课题举例】

可供选择的课题是多方面的,包括生理学课中的各章,可以包括验证基本理论、实验技术的革新以及解决生理学实验中存在的某些问题等。由于各校生理实验室条件不一,科学研究方向有别,难以将各章课题一一列出,以下仅举数例,供参考。

1. 不同采血方法对血细胞计数与血红蛋白含量的影响。
2. 观察箭毒对神经-肌肉接点的阻滞作用。
3. 试证明神经干动作电位的产生与  $\text{Na}^+$  的关系。
4. 观察兔减压反射调节动脉血压的范围。
5. 试证明温度对肌肉收缩的影响。
6. 试证明某一未知药物对动脉血压的影响。

(解景田)

## 实验 84 实验的准备与实施

### 【目的要求】

通过准备实验及实验过程,训练与提高学生独立进行实验的能力,为开展科学研究工作奠定初步基础。

### 【方法与步骤】

1. 根据实验设计的内容，以小组为单位进行实验准备工作。包括药品的配制、仪器的安装与检测、实验材料与对象的准备等。实验准备在技术员指导下进行。

2. 依照实验设计的方法与步骤，严格进行手术或标本制备以及实验的全过程。3. 实验结束时，应向指导教师报告实验结果。经教师批准方可结束实验。

### 【注意事项】

1. 实验准备工作需在课外进行。

2. 需要作预试的实验，经教师允许，安排时间在实验前完成。

3. 实验操作、记录、仪器的使用需严格按照实验设计进行。小组成员应分工合作，共同完成实验。

### 【报告要求】

1. 实验结束后，每人写出一份实验报告。

2. 实验报告以小论文格式书写，内容包括前言、方法、结果、讨论、参考文献及摘要。3. 需要进行统计学处理的实验，参照附录三严格进行数据处理。

(解景田)

## 第十三章 附录

### 附录一 实验动物及其主要生理学数据

动物是生理学实验的重要组成部分。生理学工作者应对常用实验动物的生物学特征、主要用途以及主要生理学数据有基本的了解，才能正确地选择与使用动物，获得可靠的实验结果。

本附录选用几种实验动物较为常用的生理学数据，这些数据是由不同作者在不同实验条件下所得到的，把它们视为恒定不变的生理常数或正常值是欠妥当的。由于受到动物种类、品系、性别、年龄、动物数量、饲养条件、健康状况、实验条件及测定方法等多种因素的影响，因此只能作参考。

#### 一、家兔

(一) 生物学特征家兔属于哺乳纲，兔形目，兔科。是穴兔的变种，品种甚多。最常见的品种有中国本兔（耳短而厚、嘴较尖、白毛、红眼），青紫蓝兔和大耳白兔（日本大耳兔）。

家兔的寿命约为4—9年。性成熟期5—8月，第一次配种期7—9月，交配期1—5天，孕期30天。一年内产仔次数为3—5胎，每胎产仔1—5只，哺乳期30—50天。雌性生育期4—5年，雄性生育期2—3年。

家兔的年龄鉴定：家兔年龄主要依据趾爪和门齿而作大致的鉴别。白色家兔幼年趾爪呈白色，爪根部呈粉红色，隐于脚部被毛之中，随着年龄的增长而露出毛外。一年生家兔趾爪的白色与红色部分长度相等；一年以下，红色长于白色；一年以上，白色长于红色；老年趾爪长而弯曲，色黄。深色兔的爪呈褐黑色。

家兔的门齿随年龄而增长。幼兔门齿洁白而短小、排列整齐；老年家兔的门齿呈暗黄色、厚而长、排列不整齐，且时有破损。

家兔性别的鉴定：主要依据外生殖器，方法是将家兔头部轻轻夹于左腋下，左手按住动物腰背部，右手拉开尾巴，并用中指和无名指夹住，然后用拇指与食指扒开生殖器附近的皮毛。此时，在雄兔即可见到在圆孔中露出圆锥形稍向下弯曲的阴茎（注意：在幼兔看不到明显的阴茎，只能看到圆孔中有一凸起物）；在雌兔，此处则为一条朝向尾部的椭圆形间隙，间隙越向下越窄，此即阴道开口处。天热时，睾丸可离开腹腔进入耻骨联合两旁的阴囊内。

(二) 主要用途家兔易于繁殖与饲养，在生理学实验中被广泛应用。如常用家兔进行血压、呼吸、泌尿等急性实验；卵巢、胰岛等内分泌实验。离体兔耳和离体兔心常被选用作灌流实验的标本，进行心血管方面的分析性研究。家兔颈部减压神经与迷走神经分离、自成一束，便于观察减压神经的作用，是研究减压反射的首选动物。在心肌细胞电生理学的研究中，兔心的窦房结常用来进行心脏起搏电位的研究。需要注意的是：家兔心血管系统较为脆弱，有时出现反射性衰竭。由于家兔是草食动物，胃的排空时间较长，另外，家兔缺乏呕吐反射与咳嗽反射，故研究此类问题时，不宜选用。

(三) 主要生理学数据以下所列数据均为平均值，括号内为变化范围。

血容量：占体重的8.7%（7—10）

心率：205次/min（123—304）

心输出量：2.8L/min或0.11L/（kg体重·min）



血压：收缩压 110mmHg (95—130)  
舒张压 80mmHg (60—90)  
循环时间：右耳 左耳 4.8s (3.4—7.2)  
整体循环 10.5s  
红细胞：5.7 百万/mm<sup>3</sup> (4.5—7.0)  
血红蛋白：11.9g/100ml 血液 (8—15)  
红细胞压积：41.5ml/100ml 血液 (33—50)  
单个红细胞体积：61 μm<sup>3</sup> (60—68)  
单个红细胞大小：7.5 μm (6.5—7.5)  
红细胞脆性：最大抵抗 0.34—0.32%NaCl  
最小抵抗 0.46—0.42%NaCl  
红细胞沉降速度：1h1—3mm  
2h2.5 - 4mm  
24h25—50mm  
红细胞比重：1.090  
血小板：28 ± 2 万/mm<sup>3</sup>  
凝血时间：7.5—10.2s  
白细胞：9 千/mm<sup>3</sup> (6—13)  
白细胞分类：嗜中性白细胞总数 4.1 千/mm<sup>3</sup> (2.5—6.0) 占百分比 46%  
(35—52)  
嗜酸性白细胞总数 0.18 千/mm<sup>3</sup>(0—0.4)占百分比 2%(0.5—3.5)  
嗜碱性白细胞总数 0.45 千/mm<sup>3</sup>(0.15—0.75)占百分比 5%  
(2—7)  
淋巴细胞总数 3.5 千/mm<sup>3</sup> (2.0—5.6) 占百分比 39% (30—52)  
大单核细胞 0.725 千/mm<sup>3</sup> (0.3—1.3) 占百分比 8% (4—12)  
血液 PH：7.35 (7.21—7.57)  
血液粘稠度：4.0 (3.5—4.5)  
全血比重：1.050  
呼吸频率：51 次/min (38—60)  
潮气量：21.0ml (19.3—24.6)  
每分通气量：1.07L<sup>3</sup>/min (0.80—1.41)  
排尿量：40—100ml/d  
尿液 PH：8.0  
尿液比重：1.010—1.015  
排便量：14.2—56.7g/d  
体温 (直肠)：39.0 (38.5—39.7)

## 二、狗

(一) 生物学特征狗属于哺乳纲，食肉目，犬科，是已被驯化的家养动物。约 70 余种，可分为军犬、警犬、牧羊犬、玩赏犬等。适于生理实验的为一般的杂种狗。

狗的寿命一般为 10—20 年，性成熟期为 8—10 月。第一次配种期在出生

一年以后。一年内发情两次，多在春秋两季，每次发情时间持续 14—21 天。妊娠期为 58—63 天，哺乳期为 60 天。每胎产仔 2—8 只。

狗的年龄鉴定：狗的年龄主要依据牙齿的生长情况、磨损程度、外形、颜色等来综合鉴定。一般仔狗在出生后第 20—30 天开始长牙，第 10 个月牙齿已全部长出。随着年龄的增长，乳齿脱落而长出恒齿。门齿首先更换，到 5—6 个月时才开始更换犬齿。成年狗一般有 42 个牙齿：上颌 20 个（门齿 6 个，犬齿 2 个，假臼齿 8 个，臼齿 4 个），下颌 22 个（门齿 6 个，犬齿 2 个，假臼齿 8 个，臼齿 6 个）。幼年狗的牙齿洁白而无磨损，1—2 岁时，下颌的前门齿逐渐被磨损，2—3 岁时，前门齿的尖锐端被磨损而消失。而上颌前门齿在 2—3 岁时才开始磨损。在 4—5 岁时，其尖锐端也被磨损消失，且牙齿发黄。到 10—12 岁时，牙根全部磨损。

狗的性别鉴定：依据暴露于体表的生殖器官。如雄狗的睾丸与阴茎，雌狗的乳头及阴道。

（二）主要用途狗在生理学研究中被广泛应用，是研究各系统生理学的主要动物。狗具有发达的循环系统、神经系统以及基本上与人相似的消化系统，因此，在循环生理、消化生理和神经系统生理学的研究中更为常用。狗喜近人，易于驯养，经过训练后能较好地配合实验，很适于慢性实验，如条件反射、脑部安装电极、施行胃瘘、肠瘘、输尿管瘘术等。狗的耐受力较强，也适于各系统急性实验的应用。狗心脏内浦肯野氏纤维粗大易得，是研究心肌电生理的重要标本。所以狗在生理学实验中占有重要的地位。

### （三）主要生理学数据

血容量：占体重的 5.6—8.3%

心率：120 次/min (100—130)

心输出量：2.3L/min 或 0.12L/(kg 体重·min)

血压：不麻醉时收缩压 112mmHg (95—136)

舒张压 56mmHg (43—66)

戊巴比妥钠麻醉时收缩压 149mmHg (108—189)

舒张压 100mmHg (75—122)

循环时间：股静脉 颈动脉 7.0<sup>s</sup> (6.0—8.0)

整体循环 10.8<sup>s</sup> (8.9—12.8)

红细胞：6.3 百万/mm<sup>3</sup> (4.5—8.0) 血红蛋白：14.8g/100ml 血液 (11—18)

红细胞压积：45.5ml/100ml 血液 (38—53)

单个红细胞体积：66 μm<sup>3</sup> (59—68)

单个红细胞大小：7.0 μm (6.2—8.0)

红细胞脆性：最大抵抗 0.36—0.35%NaCl

最小抵抗 0.46—0.43%NaCl

红细胞沉降速度：1h2.0mm

2h4.0mm

10h10mm

红细胞比重：1.090

血小板：21.86 ± 9.22 万/mm<sup>3</sup>

凝血时间：6.5—9.0<sup>s</sup>

白细胞：14.79 ± 3.48 千/mm<sup>3</sup>

白细胞分类：嗜中性白细胞数量 8.2 千/mm<sup>3</sup> (6.0—12.5)  
占百分比 68% (62—80)  
嗜酸性白细胞数量 0.6 千  
占百分比 5.1% (2—14)  
嗜碱性白细胞数量 0.085 千  
淋巴细胞数量 2.5 千  
占百分比 21% (10—28)  
大单核细胞数量 0.65 千  
占百分比 5.2% (3—9)

血液 PH：7.36 (7.31—7.42)

血液粘稠度：4.6 (3.8—5.5)

全血比重：1.059

呼吸频率：18 次/min (11—37)

潮气量：320ml (251—432)

每分通气量：5.21L/min (3.3—7.4)

尿液 PH：6.1

尿液比重：1.020—1.050

排尿量：65—400ml/d

体温：38.5 (37.5—39.7)

### 三、猫

(一) 生物学特征猫属于哺乳纲，食肉目，猫科。猫的生命约为 8—10 年，性成熟期为 10—12 月。每年有春、秋季两次交配期。怀孕期 63 天 (60—68 天)，哺乳期 60 天。通常可产仔 3—6 个，新生仔猫不睁眼，到第 9 天，猫眼才开始产生视力。

(二) 主要用途在生理学实验中，猫与狗、兔一样，是常用的实验动物。猫具有较为发达的神经系统，其循环系统也相当发达，且与人类的很相似。所以，在进行这些系统的生理实验时，常被选用，如去大脑僵直与姿势反射实验；刺激颈交感神经所引起的瞬膜和虹膜反应实验；血压的影响因素实验以及冠状窦血流量的测定实验等。此外，我国用猫进行针麻原理的研究，效果也较理想。

#### (三) 主要生理学数据

血容量：占体重的 6.2%

心率：116 次/min (110—140)

心输出量：0.33L/min 或 0.11L/(kg 体重·min)

血压：收缩压 (不麻醉) 118mmHg (88—142)

舒张压 70mmHg (56—85)

循环时间：股静脉 颈动脉 6.0<sup>s</sup> (3.0—9.5)

红细胞：8.0 百万/mm<sup>3</sup> (6.5—9.5)

血红蛋白：11.2g/100ml 血液 (7.0—15.5)

红细胞压积：40ml/100ml 血液 (28—52)

单个红细胞体积：57 μm<sup>3</sup> (51—63)

单个红细胞大个：6.0 μm (5.0—7.0)

红细胞脆性：最大抵抗 0.5%NaCl

最小抵抗 0.52%NaCl

红细胞沉降速度：1h4mm<sup>3</sup>

2h10mm

血小板：250 千/mm<sup>3</sup> (100—500)

凝血时间：7—20s

白细胞：16.0 千/mm<sup>3</sup> (9.0—24.0)

白细胞分类：嗜中性白细胞数量 9.5 千/mm<sup>3</sup> (5.5—16.5)，占 59.5% (44—82)

嗜酸性白细胞数量 0.85 千/mm<sup>3</sup> (0.2—2.5)，占 5.4% (2—11)

嗜碱性白细胞数量 0.02 千/mm<sup>3</sup> (0—0.1)，占 0.1% (0—0.5)

淋巴细胞数量 5.0 千/mm<sup>3</sup> (2—9)，占 31% (15—44)

大单核细胞数量 0.65 千/mm<sup>3</sup> (0.05—1.4)，占 4% (0.5—7.0)

血液 PH：7.35 (7.24—7.40)

血液粘稠度：4.5 (4.0—5.0)

全血比重：1.054

呼吸频率：26 次/min (20—30)

潮气量：12.4ml

每分通气量：0.322m<sup>3</sup>/min

尿液 PH：7.5

尿液比重：1.020—1.040

排尿量：20—30ml/kg 体重

体温 (直肠)：38.7 (38.0—39.5)

#### 四、大白鼠

(一) 生物学特征大白鼠属于哺乳纲，啮齿目，鼠科。我国实验用大白鼠系野生褐鼠的饲养变种。

大白鼠的寿命一般为 2—3 年。性成熟期 2—3 月，第一次配种期 3.5—4 月，交配期 4—5 天。怀孕期为 30 天。一年内产仔 4—7 胎，每胎产仔数约 5—9 只，哺乳期 30 天。雌性大白鼠生育期 1.5—2 年，雄性为 1—1.5 年。仔鼠初产时无毛，不睁眼，28—35 天后即可断奶。

年龄鉴定：可用两种方法判断年龄。

##### 1. 从生理特征鉴定年龄

耳朵张开：2.5—3.5d

睁眼：14—17d

门齿长出：8—12d

第一对臼齿长出：1d 阴道张开：72d

第二对臼齿长出：2d 睾丸下降：40d

第三对臼齿长出：3d

##### 2. 从体重鉴别大致年龄

18g：20d 216g：140d

40ds：40d 228g：160d

80g：60d 240g：180d

130g：80d 250g：200d

165g : 100d    290g : 320d  
196g : 120d

性别鉴定：对大白鼠性别的鉴定主要是观察肛门与生殖器之间的距离。雄性大鼠的距离较大，雌性的距离较小。此外，天热时，雄鼠的睾丸常从腹腔降到阴囊内。在雌鼠阴部可见肛门、尿道口与阴道口 3 个明显的腔道孔，腹部有 12 对明显的乳头。

(二) 主要用途大白鼠为生理学实验的常用动物，广泛应用于内分泌与高级神经活动实验。大白鼠有功能完善的垂体-肾上腺系统，常用作应激反应及肾上腺、垂体、卵巢等内分泌实验。大白鼠的循环系统反应良好，常用它记录动脉血压，肢体血管灌流或离体心脏灌流。在解剖上缺少胆囊，可作胆管插管收集胆汁，进行消化生理的研究。此外，在医学上，大白鼠是营养学、肿瘤、细菌学、关节炎等研究的常用实验动物。

### (三) 主要生理学数据

血容量：占体重的 7.4% 心率：328 次/min (216—600)

心输出量：0.047L/min

血压：收缩压 129mmHg (88—184)

舒张压 91mmHg (58—145)

红细胞：8.9 百万/mm<sup>3</sup> (7.2—9.6)

血红蛋白：14.8g/100ml 血液 (12—17.5)

红细胞压积：46ml/100ml 血液 (39—53)

单个红细胞体积：55 μm<sup>3</sup> (52—58)

单个红细胞大小：7.0 μm (6.0—7.5)

红细胞沉降速度：1h3mm

2h4 - 5mm

24h10mm

红细胞比重：1.090

血小板：100—300 千/mm<sup>3</sup>

白细胞：14 千/mm<sup>3</sup> (5—25)

白细胞分类：嗜中性白细胞 3.1 千/mm<sup>3</sup> (1.1—6.0)，占 22% (9—34)

嗜酸性白细胞 0.3 千/mm<sup>3</sup> (0—0.7)，占 2.2% (0—6)

嗜碱性白细胞 0.1 千/mm<sup>3</sup> (0—0.2)，占 0.5% (0—1.5)

淋巴细胞 10.2 千/mm<sup>3</sup> (7.0—16)，占 73% (65—84)

大单核细胞 0.3 千/mm<sup>3</sup> (0—0.65)，占 2.3% (0—5)

血液 PH：7.35 (7.26—7.44)

血浆比重：1.029—1.034

呼吸频率：85.5 次/min (66—114)

潮气量：0.86ml (0.60—1.25)

每分通气量：0.073L<sup>3</sup>/min (0.05—0.101)

排尿量：10—15ml/d (50g 大鼠)

体温 (直肠)：39 (38.5—39.5)

## 五、小白鼠

(一) 生物学特征小白鼠属于哺乳纲，啮齿目，鼠科。我国实验用小白鼠系野生麝鼠的变种。

小白鼠的寿命一般为 2 年左右。性成熟期：雌性为 35—55 天；雄性为

45—60 天。第一次配种期在生后 2—2.5 月，交配期 4—5 天，怀孕期 20—25 天。小白鼠一年产仔 4—9 胎，每胎产仔 2—12 只不等。哺乳期 25—30 天。繁殖适龄期为 60—90 天，生育期约一年。

年龄鉴定 1. 根据生理特征鉴别年龄

耳壳脱出表皮：3d

脐带脱落：4d

能翻身：5d

能爬出窝外游走：8d

听觉发育，能听到声音：10d

全身被上白毛，门齿长出齿肉：9—11d

睁眼，能跑跳、抓东西：13—15d

能自行采食：20d

雄性睾丸下降：21d

雌性阴道张开：35d。

上述一般发育程序是固定的，但时间长短视营养及健康状况而异。

2. 根据体重鉴定年龄

4g： 10d    24g： 60d

8g： 20d    25g： 70d

14g： 30d    27g： 80d

18g： 40d    28g： 90d

22g： 50d    30g： 100—120d。

性别鉴定：与大白鼠鉴定方法相同。

(二) 主要用途小白鼠繁殖力强，周期短，产仔多，便于人工饲养，是医学实验，特别是在大样本的实验中应用最为广泛。如药物筛选、半数致死量的测定、药物的效价比较等。在生理学实验中，小白鼠也是常用实验动物，常用于神经系统高级机能的研究及内分泌和生殖生理实验中。

(三) 主要生理学数据

血容量：占体重的 8.3%

心率：600 次/min (328—780)

血压：收缩压 113mmHg (95—125)

舒张压 81mmHg (67—90)

红细胞：9.3 百万/mm<sup>3</sup> (7.7—12.5)

血红蛋白：14.8g/100ml 血液 (10—19)

红细胞压积：41.5ml/100ml 血液

单个红细胞体积：49 μm<sup>3</sup> (48—51)

单个红细胞大小：6.0 μm

红细胞比重：1.090

血小板：157—260 千/mm<sup>3</sup>

凝血时间：24—40s

白细胞：8.0 千/mm<sup>3</sup> (4.0—12.0)

白细胞分类：嗜中性白细胞 2.0 千/mm<sup>3</sup> (0.7—4.0)，占 25.5% (12—44)

嗜酸性白细胞 0.15 千/mm<sup>3</sup> (0—0.5)，占 2% (0—5)

嗜碱性白细胞 0.05 千/mm<sup>3</sup> (0—0.1)，占 0.5% (0—1)

淋巴细胞 5.5 千/mm<sup>3</sup> (3—8.5) , 占 68% (54—85)

大单核细胞 0.3 千/mm<sup>3</sup> (0—1.3) , 占 4% (0—15)

呼吸频率 : 163 次/min (84—230)

潮气量 : 0.15ml (0.09—0.23)

每分通气量 : 0.024L/min (0.011—0.036)

排尿量 : 1—3ml/d

体温 (直肠) : 38 (37—39)。

## 六、豚鼠

(一) 生物学特征豚鼠属于哺乳纲, 啮齿目, 豚鼠科。又名天竺鼠、荷兰猪, 原产于欧洲中部。

豚鼠的寿命一般为 6—8 年。性成熟期: 雌性为 4—5 月; 雄性 5—6 月。第一次配种期 6 月, 交配期 4—5 天。怀孕期 60—68 天。一年内产仔 3—5 胎, 每胎产仔数约 1—6 只。哺乳期 30 天, 生育期雄性为 2.5—3 年, 雌性 3—4 年。

年龄鉴定: 一般年幼豚鼠牙齿短而白, 爪软而短, 眼睛圆亮, 行动活泼。而老年豚鼠则相反, 牙齿和爪均较长, 眼睛朦胧, 行动迟缓。此外, 尚可根据体重粗略地判断年龄 (表 13-1)。

表 13 - 1 豚鼠体重与年龄关系

年龄	体 重 ( g )	
	雄 性	雌 性
初生	55	80
1 周	100	120
1 月	150	200
2 月	200	280
3 月	300	350
4 月	350	400
6 月	450	500
1 年	750	800

性别鉴定: 鉴定依据与家兔的相近。方法是用一手抓住动物颈部, 另一手扒开靠近生殖孔的皮毛, 雄性豚鼠在圆孔中露出生殖器的突起, 雌性动物则显示三角形间隙。另外, 成年雌性豚鼠有 2 个乳头。

(二) 主要用途豚鼠性情温顺, 繁殖力强, 饲养管理要求低, 故为生理学、微生物学、病理学、药理学以及生物化学实验的常用动物。如肾上腺机能的研究, 出血性实验, 血管通透性实验等。

### (三) 主要生理学数据

血容量: 占体重的 6.4%

心率: 280 次/min (260—400)

血压: 收缩压 77mmHg (28—140)

舒张压 47mmHg (16—90)

红细胞: 5.6 百万/mm<sup>3</sup> (4.5—7.0)

血红蛋白: 14.4g/100ml 血液 (11—16.5)

红细胞压积: 42ml/100ml 血液 (37—47)

单个红细胞体积：77  $\mu\text{m}^3$  (71—83)  
单个红细胞大小：7.4  $\mu\text{m}$  (7.0—7.5)  
红细胞脆性：最大抵抗 0.31%NaCl  
                  最小抵抗 0.42%NaCl  
红细胞沉降速度：1h1.5mm  
                          2h3.0mm  
                          24h20mm  
红细胞比重：1.090  
血小板：116 千/ $\text{mm}^3$   
白细胞：10.0 千/ $\text{mm}^3$   
白细胞分类：嗜中性白细胞 4.2 千/ $\text{mm}^3$  (2.0—7.0)，占 42% (22—50)  
                  嗜酸性白细胞 0.4 千/ $\text{mm}^3$  (0.2—1.3)，占 4% (2—12)  
                  嗜碱性白细胞 0.07 千/ $\text{mm}^3$  (0—0.3)，占 0.7% (0—2)  
                  淋巴细胞 4.9 千/ $\text{mm}^3$  (3.0—9.0)，占 49% (37—64)  
                  大单核细胞 0.43 千/ $\text{mm}^3$  (0.25—2.0) 占 4.3% (3—13)  
血液 pH：7.35 (7.17—7.55)  
全血比重：1.060  
呼吸频率：90 次/min (69—104)  
潮气量：1.8ml (1.0—3.9)  
每分通气量：0.16L<sup>3</sup>/min (0.10 - 0.38)  
排尿量：15 - 75ml/d  
体温 (直肠)：38.6 (37.8—39.5)

## 七、家鸽

(一) 生物学特征家鸽属于鸟纲，鸽形目，鸠鸽科。它是由野鸽 (岩鸽) 驯化而成的变种。

家鸽的寿命一般为 10 年左右，性成熟期约为 2 年。雌鸽每年产卵 4—5 次，每次约 2 枚。卵由卵巢排出后，经泄殖孔排出，约 1—2 天。产卵后雌雄交替抱孵。在 38—40 的温度下，经 14 天卵即孵化，此时雏鸽破壳而出。雏鸽靠亲鸽嗉囊分泌的“鸽乳”哺育，约经 60 天即可自行啄食。

年龄鉴定：乳鸽眼圈色白，飞翔能力不强，大都有小黄羽，羽毛尚未长齐。中年鸽眼圈色黄，羽毛齐全。老年鸽眼圈色红。

性别鉴定：家鸽的性别可从外形加以判定。雄鸽身体较粗大，颈部短而粗，蜡膜较大。雌鸽则相反。雄鸽两耻骨间的距离一般为一指宽，而雌鸽一般为二指宽。用手轻握鸽颈部观察，雄鸽的眼睛多凝视，有精神，瞬膜及眼睑开闭快速；而雌鸽眼睛无神，瞬膜及眼睑开闭缓慢。

(二) 主要用途家鸽也属较为常用的实验动物。在生理学实验中，由于鸽的听觉和视觉非常发达，常用来观察迷路与姿势反射的关系。当破坏一侧半规管后，其肌紧张的协调发生障碍，在静止和运动时，姿势失去平衡。另外，家鸽大脑皮层并不发达，纹状体是中枢神经系统的高级部位，生理学上常用切除大脑皮层的鸽来观察大脑的基本机能。

### (三) 主要生理学数据

血容量：占体重的 10%  
心率：170 次/min (141—244)  
血压：105—145mmHg



红细胞：3.2 百万/mm<sup>3</sup>  
血红蛋白：12.8g/100ml 血液  
红细胞压积：42.3ml/100ml 血液  
单个红细胞体积：131.0 μm<sup>3</sup>  
单个红细胞大小：6.9—13.2 μm  
血小板：5—6.4 千/mm<sup>3</sup>  
凝血时间：23—34s  
白细胞：1.4—3.4 千/mm<sup>3</sup>  
    白细胞分类嗜中性白细胞占 26—41%  
    嗜酸性白细胞占 1.5—6.8%  
    嗜碱性白细胞占 2—10.5%  
    大淋巴细胞占 0—32.1%  
    小淋巴细胞占 27—58%  
    大单核细胞占 3.0%  
呼吸频率：25—30 次/min  
潮气量：4.5—5.2ml  
排便量：170g/d (含尿)  
飞行速度：顺风 120km/d  
    逆风 36—20km  
    无风 60—70km/d

## 八、蟾蜍和青蛙

(一) 生物学特征蟾蜍与青蛙均属于两栖纲，无尾目。前者属蟾蜍科，后者属蛙科。品种甚多，是脊椎动物由水生向陆生过渡的中间类型。

1. 蟾蜍身体较大，皮肤粗糙，表面有许多突起，眼的后方有一对毒腺，所分泌的粘液为蟾酥。雌性背部突起上生有黑色小棘，雄性缺无。白天隐居于石块、落叶下或洞穴内阴湿处，傍晚或夜间活动、觅食。以甲虫、蚊虫、蠕虫、多足类及软体动物为食。每年冬季潜伏在土壤中冬眠，春季出土。3—4 月间在水中产卵。卵结成带状，数目可达 6 千余枚。卵子体外受精，受精后两周孵化。幼体形似小鱼，用鳃呼吸，有侧线，叫蝌蚪。蝌蚪经 77—91 天变态发育为成体，转入陆地生活。蟾蜍的性成熟期为 4 年。

2. 青蛙一般青蛙较小，皮肤光滑，背部有明显的侧褶，后肢有发达的蹼。雄蛙头部两侧各有一个鸣囊，是发声的共鸣器。前肢短，后肢长，适于跳跃。一般栖居于陆地，常活动于河边、水田、池塘的草丛中，以昆虫、蜘蛛、多足类等动物为食。青蛙 10 月以后于泥土中越冬，3 月中旬开始出现，4—6 月产卵，受精后 3 天孵化，蝌蚪经 3—5 月变态发育为成体，转入陆地生活。

性别鉴定：蟾蜍性别的鉴定主要靠前肢 2—4 趾侧部的黑疣，此为黑色的色素突起，雄性蟾蜍有此黑疣，雌体缺无。此黑疣是在交配时，雄体用来拥抱雌体的。雄蛙生殖季节在前肢第 1—3 趾有类似的椭圆形抱雌疣。此外，雄蛙有鸣囊，可鸣叫，雌蛙则无。另外，把动物提起时，前肢作环抱状者为雄性，前肢呈垂直状者为雌性。

(二) 主要用途蛙类虽然较为低等，但在生理学实验中应用非常广泛。其循环系统、神经系统以及肌肉均为生理学常用的实验材料。诸如离体心脏灌流、下肢血管灌流、微循环的观察、心电图；脊髓休克、脊髓反射、谢切诺夫抑制、反射弧的分析实验以及坐骨神经-腓肠肌、坐骨神经-缝匠肌、腹

直肌等均为生理学的重要实验和标本。

(三) 主要生理学数据蛙类虽为常用实验动物，但生理数据并非完善。现以蟾蜍为例加以说明。

- 血容量：占体重 5%
- 心率：36—70 次/min
- 血压：30—60mmHg (颈动脉弓)
- 红细胞：4.87 百万/mm<sup>3</sup> (400—600)
- 血红蛋白：8g/100ml 血液
- 红细胞脆性：0.13%NaCl
- 红细胞比重：1.090
- 血小板：3—5 千/mm<sup>3</sup>
- 凝血时间：5min
- 白细胞：2.4 千/mm<sup>3</sup>
- 血液比重：1.040
- 血浆比重：1.029—1.034

(解景田)

## 附录二 常用生理溶液的配制

自 1886 年任氏溶液 (Ringersolution) 问世以后，许多生理学者以此为基础，进行研究、调整和改良，制备出多种动物的多种组织器官的生理溶液。为了较长时间地维持离体组织器官的正常生命活动，作为代替体液的生理溶液，必须具备 4 个条件。生理溶液：应含有该组织器官维持正常机能所需的各类盐离子，并具有适当的比例；渗透压应与该动物组织液相等；酸碱度应与该动物血浆的相同，并具有充分的缓冲能力；应含有足够的 O<sub>2</sub> 与营养物质。

在生理学实验中，常用的生理溶液有生理盐水、任氏液、乐氏液 (Locke) 及台氏液 (Tyrode)。其成分如表 13 - 2：

表 13 - 2 常用生理溶液成分表\*

成 分	任 氏 液 两栖类用	乐 氏 液 哺乳类用	台 氏 液 哺乳类用	生 理 盐 水	
				两栖类	哺乳类
NaCl	6.5	9.0	8.0	6.5 — 7.0	9.0
KCl	0.14	0.42	0.2	—	—
CaCl <sub>2</sub>	0.12	0.24	0.2	—	—
NaHCO <sub>3</sub>	0.20	0.1 — 0.3	1.0	—	—
NaH <sub>2</sub> PO <sub>4</sub>	0.01	—	0.05	—	—
MgCl <sub>2</sub>	—	—	0.1	—	—
葡萄糖	2.0	1.0 — 2.5	1.0	—	—
蒸馏水	均 加 至 1000ml				

\*表内各药物均以 g 为单位

生理溶液的配制方法：一般先将各成分分别配制成一定浓度的母液（表 13 - 3），而后依表中所示容量混合。需要注意的是：CaCl<sub>2</sub>应在其它母液混合并加入蒸馏水后，再边搅拌边逐滴加入，以防钙盐沉淀生成。另外，葡萄糖应在用前临时加入，否则不宜久置。

对于低等动物，包括海水与淡水无脊椎动物等，由于其生活环境不同，所需生理溶液的成分与比例也有差别。表 13 - 4 列出低等动物生理溶液成分。表 13 - 3 配制生理溶液所需的母液及其容量\*

成分	母液浓度%	任氏液	乐氏液	台氏液
NaCl	20	32.5	45.0	40.0
KCl	10	1.1	1.2	2.0
CaCl <sub>2</sub>	10	1.2	2.4	2.0
NaH <sub>2</sub> PO <sub>4</sub>	1	1.0	—	2.0
MgCl <sub>2</sub>	5	—	—	2.0
NaHCO <sub>3</sub>	5	4.0	2.0	20.0
葡萄糖		2.0	1.0—2.5	1.0
蒸馏水	—	均加至 1000ml		

\*表内各成分除葡萄糖外，均以 ml 为单位

表 13 - 4 低等动物生理溶液成分表 (g/1000ml)

成分	人工海水	人工海水 Van ' tHoff	海水无脊 椎动物 (蟹)	淡水无脊椎动 物砂、砾蟹)	淡水无脊椎动 物(淡水贝类)	淡水脊椎动物 (淡水鱼)
NaCl	23.5	27.0	26.0	12.0	1.2	2.2
KCl	0.75	—	0.85	0.1	0.15	0.03
CaCl <sub>2</sub>	1.17	1.0	1.50	1.63	0.125	0.016
MgCl <sub>2</sub>	5.0	3.4	2.33	0.25	—	—
MgSO <sub>2</sub>	—	12.1	—	—	—	—
H <sub>3</sub> BO <sub>2</sub>	—	—	0.55	—	—	—
NaOH	—	—	0.02	—	—	—
NaHC O <sub>3</sub>	—	5.0	—	0.2	—	0.03
Na <sub>2</sub> SO <sub>4</sub>	4.0	—	3.0	—	—	—

解景田

### 附录三实验数据的简易统计与处理

生理学实验所得的数据一般都应经过统计学处理，以便通过分析样本，推断总体，透过偶然，找出规律。统计处理数据资料的系统知识已在生物统计学课程中学习过，这里仅就处理生理学实验结果的需要，对实验结果的均数、标准差、标准误以及计量资料的显著性测验作一简单介绍，以供学生对实验结果作出正确的判断。

## 一、均数

均数就是算术平均值，统计学上用 $\bar{x}$ 代表。均数是分析计量数据最基本的指标，它表示一套变量值的集中趋势——平均水平，不仅可以给人一个简明概括的印象，并可用来作事物间的比较。均数的计算公式为：

$$\bar{x} = \frac{\sum X}{n} = \frac{x_1 + x_2 + x_3 + \dots + x_n}{n} \dots\dots\dots (1)$$

式中  $\sum$  为总和 (读作 sigma)

$x_1、x_2、x_3、\dots、x_n$  为各次的测定值 (变量)

$n$  为变量的个数，即样本含量

$x$  为各变量的总和

## 二、标准差

均数只是集中趋势的指标，不能反映一组数据与均数的离散程度。特别是数据不符常态分布时，更是如此。而标准差是最常用、最能完整地反映全套变量值离散程度的统计指标，一般用  $S$  或  $SD$  表示。求  $S$  的公式为：

$$S = \sqrt{\frac{\sum (x - \bar{x})^2}{n - 1}} = \sqrt{\frac{\sum x^2 - \frac{(\sum x)^2}{n}}{n - 1}} \dots\dots\dots (2)$$

式中  $x$  为每一变量值

$\bar{x}$  为均数

$(x - \bar{x})^2$  为每一变量与均数之差的平方和

$n$  为变量的个数

$x^2$  为每一变量值平方和

$(\sum x)^2$  为每一变量值之和的平方

【例 1】根据某年级 12 名女学生收缩压的数据 (表 13 - 5)，求某均数和标准差。

表 13 - 5 12 名女学生收缩压数据

学生号数	$x$ ( mmHg )	$x^2$
1	118	13 , 924
2	112	14 , 884
3	98	9 , 609
4	104	10 , 816
5	122	14 , 884
6	122	14 , 884
7	118	13 , 924
8	140	19 , 600
9	90	8 , 100
10	104	10 , 816
11	122	14 , 884
12	112	12 , 544
12 ( $n$ )	1 , 362 ( $\sum x$ )	156 , 524 ( $\sum x^2$ )

将有关数据代入公式(1) 求出均数

$$\bar{x} = \frac{\sum x}{n} = \frac{1,362}{12} = 113.5$$

代入公式(2) 求出标准差

$$S = \sqrt{\frac{\sum x^2 - \frac{(\sum x)^2}{n}}{n-1}} = \sqrt{\frac{165,524 - \frac{1,362^2}{12}}{12-1}}$$
$$= \sqrt{\frac{165,524 - 154,287}{11}} = \sqrt{1176} = 34.29$$

$$\bar{x} \pm S = 113.5 \pm 34.29 \text{ (mmHg)}$$

标准差反映了各变量离开均数的分布情况。在均数与单位相同的情况下，标准差愈大，则表示各变量离开均数愈远，诸变量离散程度愈高；反之，标准差愈小，则表示高均数愈近，离散程度愈低，偏差小，精密度高。

### 三、标准误

标准误与标准差不同，它表示多次测定的均数与总体均数的离散程度，也就是总体中各样本均数的标准差。标准误反映各标本均数，说明总体均数时的可靠程度。一般用 $S_{\bar{x}}$ 或SE表示标准误。求标准误的公式为：

$$\delta_{\bar{x}} = \frac{\delta}{\sqrt{n}} \dots\dots\dots (3)$$

式中 $\delta_{\bar{x}}$ 为均数标准误  
为总体标准差  
n为样本数目

可见，有了总体标准差与标本数目，就可以从理论上求得均数的标准误。但在实际工作中，往往并不知道总体标准差，而只知道样本的标准差(S)，这时我们只能用样本标准差来代替总体标准差，求得标准误的估计值。这样可把公式(3) 写为：

$$S_{\bar{x}} = \frac{S}{\sqrt{n}} \dots\dots\dots (4)$$

【例2】已知12名女学生收缩压数据的标准差(S)为13.27，求标准误。

$$S_{\bar{x}} = \frac{S}{\sqrt{n}} = \frac{13.27}{\sqrt{12}} = 3.83$$

$$\bar{x} \pm S_{\bar{x}} = 113.5 \pm 3.83 \text{ (mmHg)}$$

### 四、两个均数差别的显著性检验——t 检验

t 检验的基本概念：在抽样研究中，经常遇到样本均数与总体均数，或两组样本均数之间有所差别（即抽样误差，主要由于个体差异所造成的）。对于两个均数的差别，不能仅看表面数值的不同而匆忙推论其本质的差异。必须考虑到引起这种差别有两种可能性：差别仅由抽样误差所引起，它们之间没有本质上的差异；差别已超出了抽样误差所引起的范围，它们之间有本质差异。

假设第一种可能性是成立的，即两个均数的差别仅仅是由抽样误差所致，这

种假设称之为“无效假设”。如果“无效假设”成立，那么两个均数的差别就不会很大，出现差别不大的可能性就大，这种差别，统计学上称为“差别无显著意义”。

如果第一种可能性很小，也就是说，两个均数的差别很大。在“无效假设”的情况下，出现这样小的差别的可能不大。按照逻辑推理，就得拒绝“无效假设”而接受第二种可能性。这样的差别，在统计学上称为“差别有显著意义”或“差别有非常显著意义”。

究竟用什么来衡量两个均数差别的大小？如此大小的差别，在“无效假设”的情况下，出现的可能性小到多少才能拒绝“无效假设”？这就需要根据 t 分布规律，选用统计量 t 来检验两个均数差别的大小，以 t 值所对应的概率（P），即如此大小的差别在“无效假设”情况下所出现的可能性大小来决定接受还是拒绝“无效假设”。t 值的判断标准如表 13 - 6：

表 13—6 t 值的判断标准

t 值	P 值	差别的意义
< t0.05	> 0.05	无显著意义（接受“无效假设”）
t0.05	0.05	有显著意义 有非常显著意义 } （拒绝“无效假设”）
t0.01	0.01	

t 检验的分类：由于研究目的与资料来源不同，如有的设对照组作比较，有的是处理前后比较，有的是两个样本均数的比较，显著性检验的方法也有不同。因此，必须根据实验的具体情况，选择恰当的公式进行 t 检验。常用的有以下三类。

1 样本均数与总体均数差别的显著性检验这种 t 检验适用于正常生理常数的调查结果与公认的生理常数之间差别的比较，如动脉血压、呼吸频率等。这种 t 检验用下列公式计算

$$t = \frac{|\bar{x} - \mu|}{S\bar{x}} \dots\dots\dots (5)$$

式中  $\bar{x}$  为样本均数

$\mu$  为总体均数

$S\bar{x}$  为标准误

【例 3】根据大量调查结果，已知在平原地区某年龄组正常人收缩压平均为 114mmHg，今测量支援高原地区同年龄工作者 12 人的收缩压为  $108 \pm 12\text{mmHg}$  ( $\bar{x} \pm s$ )，问两者差异有无显著意义？

t 检验步骤

(1) 假设 支援高原地区工作者与平原地区同年龄正常人平均收缩压并无差别。

(2) 计算 t 值

已知  $\bar{x} = 108\text{mmHg}$

$\mu = 114\text{mmHg}$

$n = 12$

$S = 12\text{mmHg}$

代入公式 (4) 求  $S\bar{x}$

$$S\bar{x} = \frac{S}{\sqrt{n}} = \frac{12}{\sqrt{12}} = 3.46\text{mmHg}$$

按公式 (5) 求出 t 值

$$t = \frac{|\bar{x} - \mu|}{S\bar{x}} = \frac{|108 - 114|}{3.46} = \frac{6}{3.46} = 1.74$$

(3) 确定 P 值

当样本数为 n 时, 自由度  $n' = n - 1 = 12 - 1 = 11$

查 t 值表上  $t_{0.05(11)} = 2.201$ ,

现  $t = 1.74 < t_{0.05}$ , 故  $P > 0.05$

(4) 判断结果样本 (即支援高原地区 12 名工作人员) 与总体 (同年龄平原地区正常人) 之平均收缩压的差别并无显著意义, 应接受原来的假设, 即此差别可能是由于抽样误差所引起。

2. 同一批观察对象处理前、后的显著性检验在医学研究中, 往往对同一批实验对象处理前、后进行某些客观指标的观察, 以作比较, 此为“自身对比”。另外, 还有配对对比, 即将实验对象配成对子, 观察某些客观指标, 进行比较。这些实验资料的显著性检验适用以下公式:

$$t = \frac{|\bar{x} - 0|}{S\bar{x}} \dots\dots\dots (6)$$

式中  $\bar{x}$  为样本均数

0 为总体均数, 即假设处理前后并无变化。

$S\bar{x}$  为样本均数的标准误。

【例 4】有 9 名服用某种药物的受试者, 服药前、后的舒张压如表 13 - 7, 问药物对受试者的舒张压有无影响。

表 13 - 7 9 名受试者服药前、后舒张压的变化 ( mmHg )

编 号	服 药 前	服 药 后	差 数 ( x )	$x^2$
1	96	88	-8	64
2	98	98	0	0
3	112	108	-4	16
4	108	102	-6	36
5	102	98	-4	16
6	98	100	+2	4
7	100	96	-4	16
8	106	102	-4	16
9	80	72	-8	64
合计	—	—	-36	232

代入公式 (1) 求服药前、后相差的均数:

$$\bar{x} = \frac{\sum x}{n} = \frac{-36}{9} = -4\text{mmHg}$$

代入公式 (2) 求各差数均数的标准差:

$$S = \sqrt{\frac{\sum x^2 - \frac{(\sum x)^2}{n}}{n-1}} = \sqrt{\frac{232 - \frac{(-36)^2}{9}}{9-1}} = 3.317 \text{ mmHg}$$

代入公式(4)求其标准误

$$S_{\bar{x}} = \frac{S}{\sqrt{n}} = \frac{3.317}{\sqrt{9}} = 1.11 \text{ mmHg}$$

代入公式(5)求 t 值

$$t = \frac{|\bar{x} - 0|}{S_{\bar{x}}} = \frac{|-4|}{1.11} = 3.618$$

自由度 (n') = n - 1 = 8, 查 t 值表:

$t_{0.05} = 2.306$ ,  $t_{0.01} = 3.355$

现  $t = 3.618 > t_{0.05}$ ,  $P < 0.05$

说明服用某药物后, 受试者舒张压的降低有显著意义。

3. 两个样本均数的显著性检验在医学研究中, 经常遇到两个样本均数有差别, 要判断它是否有显著性。这两个样本具有不同的个体, 数目也不一定相同。对于这种类型资料的显著性检验, 同样要先假设两组样本随机来自相等均数和相等标准差的同一总体, 并用以下公式求 t 值。

$$t = \frac{|\bar{x}_1 - \bar{x}_2|}{S_{\bar{x}_1 - \bar{x}_2}} \dots \dots \dots (7)$$

式中  $\bar{x}_1$  与  $\bar{x}_2$  分别为两个样本的均数。

$S_{\bar{x}_1 - \bar{x}_2}$  为两均数相差的标准误, 用以说明  $\bar{x}_1 - \bar{x}_2$  的抽样误差, 其计算公式如下:

$$S_{\bar{x}_1 - \bar{x}_2} = \sqrt{S_c^2 \left( \frac{n_1 + n_2}{n_1 \cdot n_2} \right)} \dots \dots \dots (8)$$

式中  $n_1$  与  $n_2$  分别为两样本所含变量值的个数

$S_c^2$  为合并标准差的平方, 用下列公式求得:

$$S_c^2 = \frac{[\sum x_1^2 - \frac{(\sum x_1)^2}{n_1}] + [\sum x_2^2 - \frac{(\sum x_2)^2}{n_2}]}{n_1 + n_2 - 2} \dots \dots \dots (9)$$

【例 5】为了研究老年慢性支气管炎患者 24 小时尿中 17 - 酮类固醇的排出量与正常人有无差别, 分别调查了 60—69 岁患者 14 人与健康者 11 人, 测得结果如表 13 - 8, 问患者尿中 17 - 酮类固醇排出量与正常人有无不同?

将表内有关数据代入公式(9)



表 13 - 8 健康人与老年慢性支气管炎患者尿中 17 - 酮类固醇含量

健康人			患者		
编 号	$x_1$	$x_1^2$	编 号	$x_2$	$x_2^2$
1	5.15	26.83	1	2.90	8.41
2	8.79	77.26	2	5.41	29.27
3	3.14	9.86	3	5.48	30.03
4	6.64	41.73	4	4.60	21.16
5	3.72	13.84	5	4.03	16.24
6	6.64	44.09	6	5.10	26.01
7	4.01	16.08	7	5.92	35.05
8	5.60	31.36	8	4.97	24.70
9	4.57	20.88	9	4.24	17.98
10	7.71	59.44	10	4.36	19.01
11	4.99	24.90	11	2.72	7.40
			12	2.37	5.62
			13	2.09	4.37
			14	7.10	50.41
合 计	$x_1=60.99$	$x_1^2=366.27$	合 计	$x_2=61.29$	$x_2^2=295.66$

$$S_c^2 = \frac{[366.27 - \frac{(60.99)^2}{11}] + [295.66 - \frac{(61.29)^2}{14}]}{11 + 14 - 2} = 2.41$$

将  $S_c^2$  代入公式 (8)

$$S\bar{x}_1 - \bar{x}_2 = \sqrt{2.41(\frac{11+14}{11 \times 14})} = 0.63$$

代入公式 (7)

$$t = \frac{|\frac{60.99}{11} - \frac{61.29}{14}|}{0.63} = 1.82$$

本例自由度=11+14-2=23

查 t 值表 (表 13—9)  $t_{0.05(23)}=2.069$

$$t < t_{0.05}$$

故  $P > 0.05$

说明本例两样本均数的差别无显著意义 ( $P > 0.05$ )，即两组尿中 17—酮类固醇的排出量相差无显著性。

### 五、计算机程序

为了帮助学生使用计算机进行实验数据的统计学处理，本书使用 BASIC 语言编写了简易计算机程序。使用这一程序，可以简捷地求出均数、标准差、标准误以及常用的 3 种 t—检验。另外，还提供 3 个例题，作为人机对话的实例，以帮助学生使用计算机程序。这些例题与前述的

表 13—9t 值表

n	t <sub>0.05</sub>	t <sub>0.01</sub>	n	t <sub>0.05</sub>	t <sub>0.01</sub>	n	t <sub>0.05</sub>	t <sub>0.01</sub>
1	12.706	63.657	17	2.110	2.898	45	2.014	2.690
2	4.303	9.925	18	2.101	2.878	50	2.008	2.678
3	3.182	5.841	19	2.093	2.861	60	2.000	2.660
4	2.776	4.604	20	2.086	2.845	70	1.994	2.648
5	2.571	4.032	21	2.080	2.831	80	1.990	2.638
6	2.447	3.707	22	2.074	2.819	90	1.987	2.632
7	2.365	3.499	23	2.069	2.807	100	1.984	2.626
8	2.306	3.355	24	2.064	2.797	125	1.979	2.616
9	2.262	3.250	25	2.060	2.787	150	1.976	2.609
10	2.228	3.169	26	2.056	2.779	200	1.972	2.601
11	2.201	3.106	27	2.052	2.771	300	1.968	2.592
12	2.179	3.055	28	2.048	2.763	400	1.966	2.588
13	2.160	3.012	29	2.045	2.756	500	1.965	2.586
14	2.145	2.977	30	2.042	2.750	1000	1.962	2.581
15	2.131	2.947	35	2.030	2.724		1.960	2.576
16	2.120	2.921	40	2.021	2.704			

【例 1】、【例 4】和【例 5】是一致的。但由于正文中计算的数字经过了舍入或缩减，可能与计算机输出的结果略有差别。以下说明计算机程序中各函数的含意。

$x = \sum x$  (各变量的总和)

$Y = \sum x^2$  (各变量值的平方和)

$M(I) = \bar{x}$  (均数)

$S(I) = S$  (标准差)

$E(I) = S\bar{x}$  (标准误)

$C = S_c^2$  (合并标准差的平方)

$B = S\bar{x}_1 - \bar{x}_2$  (两均数相差的标准误)

计算机程序：

2 A=0 : I=1

5 PRINT

10 PRINT " IF YOU WANT TO GET MEAN , STANDARD DEVIATION AN DSTA NDARD  
ERROR , PLEASE INPUT1. "

11 PRINT

12 PRINT " IF YOU WANT TO GETTHE T-TEST FOR MEAN BETWEEN POPULATION  
AND SAMPLE , PLEASE I NPUT 2 "

13 PRINT

14 PRINT " IF YOU WANT TO GET THE T - TEST FOR MEAN OF PAIRED DATA ,  
PLEASE INPUT 3 "

15 PRINT

16 PRINT " IF YOU WANT TO GET THE T—TEST FOR MEAN OF GROUPED DATA ,  
PLEASE INPUT 4 "

17 PRINT

```

20 INPUT " INPUT NUMBER " ; E
30 IF E > 4 THEN PRINT " INPUT NUMBER ERROR , PLEASE REENTER. " :
    GOTO 17
35 PRINT
40 ON E GOTO 45 , 50 , 100 , 200
45 A=1 : GOTO 60
50 INPUT " U= " ; U
60 PRINT " ENTER NUMBER OF OBSERV ATIONS " ;
65 INPUT N
70 IF N > 10 THEN DIM Y ( 1 , N )
74 GOSUB 500
75 IF A=1 THEN 900
76 T = ABS ( M ( I ) - U ) / E ( I )
78 GOTO 900
100 PRINT " ENTER NUMBER OF PAIRS " ;
107 INPUT N
110 IF N > 10 THEN DIM Y ( Z , N )
115 GOSUB 300
120 GOSUB 550
125 T=ABS ( M ( I ) ) / E ( I )
130 GOTO 900
200 FOR I=1 TO 2
201 PRINT " ENTER NUMBER OF OBSER VATIONS "
202 PRINT " FOR GROUP # " ; I ;
203 INPUT N ( I )
204 NEXT I
205 IF N ( 1 ) > N ( 2 ) AND N ( 1 ) > 10 THEN DIM Y ( 2 , N ( 1 ) )
210 IF N ( 2 ) > 10 THEN DIM Y ( 2 , N ( 2 ) )
215 PRINT
220 FOR I=1 TO 2
225 N=N ( I )
227 PRINT " GROUP # " ; I
230 GOSUB 500
232 PRINT 235 G ( I ) = Y - X * X / N ( I )
240 NEXT
245 C = ( G ( 1 ) + G ( 2 ) ) / ( N ( 1 ) + N ( 2 ) - 2 )
250 B = SQR ( C * ( ( N ( 1 ) + N ( 2 ) ) / ( N ( 1 ) * N ( 2 ) ) ) )
255 T = ABS ( M ( 1 ) - M ( 2 ) ) / B
260 FOR I=1 TO 2
265 PRINT " GROUP # " ; I ; " MEAN= " ; M ( I )
270 PRINT " GROUP # " ; I ; " STANDARD DEVIATION= " ; S ( I )
275 PRINT " GROUP # " ; I ; " STANDARD ERROR= " ; E ( I )
280 NEXT I
290 GOTO 1000

```

```

300 FORJ=1TON
335 PRINT " ENTERX , YPAIR # " ; J ; " " ;
340 INPUTY ( 1 , J ) , Y ( 2 , J )
360 X=X+ ( Y ( 1 , J ) -Y ( 2 , J ) )
370 Y=Y+ ( Y ( 1 , J ) -Y ( 2 , J ) ) * ( Y ( 1 , J ) -Y ( 2 , J ) )
380 NEXTJ
390 RETURN
500 X=0 : Y=0
505 FORJ=1TON
508 PRINT " ENTEROBSERVATION # " ; J ; " " ;
510 INPUTY ( I , J )
520 X=X+Y ( I , J )
530 Y=Y+Y ( I , J ) *Y ( I , J )
540 NEXTJ
550 M ( I ) =X/N
560 S ( I ) =SQR ( ( Y-X*X/N ) / ( N-1 ) )
570 E ( I ) =S ( I ) /SQR ( N )
580 RETURN
900 PRINT
910 PRINT " MEAN= " ; M ( I )
920 PRINT " STANDARDDEVIATION= " ; S ( I )
930 PRINT " STANDARDERROR= " ; E ( I )
940 IFA=1THEN1010
1000 PRINT " T= " ; T
1010 END

```

### 【实例 1】求均数、标准差与标准误

]RUN

IF YOU WANT TO GET MEAN , STANDARD DEVIATION AND STANDARD ERROR ,  
PLEASE INPUT1.

IF YOU WANT TO GET THE T-TEST FOR MEAN BETWEEN POPULATION AND  
SAMPLE , PLEASE INPUT 2.

IF YOU WANT TO GET THE T-TEST FOR MEAN OF PAIRED DATA , PLEASE INPUT  
3

IF YOU WANT TO GET THE T-TEST FOR MEAN OF GROUPED DATA , PLEASE INPUT  
4.

INPUTNUMBER1.

```

ENTERNUMBEROFOBSERVATIONS ? 12
ENTEROBSERVATION # 1 ? 118
ENTEROBSERVATION # 2 ? 112
ENTEROBSERVATION # 3 ? 98
ENTEROBSERVATION#4 ? 104

```

ENTEROBSERVATION # 5 ? 122.  
ENTEROBSERVATION # 6 ? 122  
ENTEROBSERVATION # 7 ? 118  
ENTEROBSERVATION # 8 ? 140  
ENTEROBSERVATION # 9 ? 90  
ENTEROBSERVATION # 10 ? 104  
ENTEROBSERVATION # 11 ? 122  
ENTEROBSERVATION # 12 ? 112

MEAN=113.5  
STANDARDDEVIATION=13.269925  
STANDARDERROR=3.83069738

### 【实例 2】配对对比或自身对比的 t - 检验

]RUN  
IF YOU WANT TO GET MEAN , STANDARD DEVIATION AND STANDARD ERROR ,  
PLEASE INPUT1 . IF YOU WANT TO GET THE T-TEST FOR MEAN BETWEEN POPULATION  
AND SAMPLE , PLEASE INPUT2 .  
IF YOU WANT TO GET THE T-TEST FOR MEAN OF PAIRED DATA , PLEASE INPUT3 .  
IF YOU WANT TO GET THE T-TEST FOR MEAN OF GROUPED DATA , PLEASE  
INPUT4 .

INPUT NUMBER 3

ENTERNUMBEROFPAIRS ? 9  
ENTERX , YPAIR # 1 ? 96 , 88  
ENTERX , YPAIR # 2 ? 98 , 98  
ENTERX , YPAIR # 3 ? 112 , 108  
ENTERX , YPAIR # 4 ? 108 , 102  
ENTERX , YPAIR # 5 ? 102 , 98  
ENTERX , YPAIR # 6 ? 98 , 100  
ENTERX , YPAIR # 7 ? 100 , 96  
ENTERX , YPAIR # 8 ? 106 , 102  
ENTERX , YPAIR # 9 ? 80 , 72

MEAN=4  
STANDARDDEVIATION=3.31662479  
STANDARDERROR=1.1055416  
T=3.61813614

### 【实例 3】两组样本均数的 t - 检验

]RUN  
IFYOUWANTTOGETMEAN , STANDARDDEVIATIONANDSTANDARDERROR ,

PLEASE INPUT 1 .

IF YOU WANT TO GET THE T - TEST FOR MEAN BETWEEN POPULATION AND SAMPLE ,

PLEASE INPUT 2 .

IF YOU WANT TO GET THE T - TEST FOR MEAN OF PAIRED DATA ,

PLEASE INPUT 3 . IF YOU WANT TO GET THE T - TEST FOR MEAN OF GROUPED DATA ,

PLEASE INPUT 4 . INPUT NUMBER 4

ENTER NUMBER OF OBS

ERVATIONS

FOR GROUP # 1 ? 11

ENTER NUMBER OF OBSERVATIONS

FOR GROUP # 2 ? 14

GROUP # 1

ENTER OBSERVATION # 1 ? 5 . 15

ENTER OBSERVATION # 2 ? 8 . 79

ENTER OBSERVATION # 3 ? 3 . 14

ENTER OBSERVATION # 4 ? 6 . 64

ENTER OBSERVATION # 5 ? 3 . 72

ENTER OBSERVATION # 6 ? 6 . 64

ENTER OBSERVATION # 7 ? 4 . 01

ENTER OBSERVATION # 8 ? 5 . 60

ENTER OBSERVATION # 9 ? 4 . 57

ENTER OBSERVATION # 10 ? 7 . 71

ENTER OBSERVATION # 11 ? 4 . 99

GROUP # 2

ENTER OBSERVATION # 1 ? 2 . 90

ENTER OBSERVATION # 2 ? 5 . 41

ENTER OBSERVATION # 3 ? 5 . 48

ENTER OBSERVATION # 4 ? 4 . 60

ENTER OBSERVATION # 5 ? 4 . 03

ENTER OBSERVATION # 6 ? 5 . 10

ENTER OBSERVATION # 7 ? 5 . 92

ENTER OBSERVATION # 8 ? 4 . 97

ENTER OBSERVATION # 9 ? 4 . 24

ENTER OBSERVATION # 10 ? 4 . 36

ENTER OBSERVATION # 11 ? 2 . 72

ENTER OBSERVATION # 12 ? 2 . 37

ENTER OBSERVATION # 13 ? 2 . 09

ENTER OBSERVATION # 14 ? 7 . 10

GROUP # 1 MEAN = 5 . 54181818

GROUP # 1 STANDARD DEVIATION = 1 . 74653267

GROUP # 1STANDARDERROR=526599415  
GROUP # 2MEAN=4.37785715  
GROUP # 2STANDARDDEVIATION=1.44989219  
GROUP # 2STANDARDERROR=3.87499988  
T=1.82183005

(解景田、袁国骏)

## 附录四 生理学图解的绘制

生理学实验结束后，对所获数据、资料除进行必要的统计学处理以外，有时还需要设计和绘制图表，以清晰明确的表达实验结果。一个好的生理学图解不仅可以准确表示实验中某变量的增减以及诸变量之间的相互关系，而且可以节约文字，帮助理解、记忆，给人以直观的印象。如经典的Wiggers图解，精确地说明了心动周期中瓣膜、房室压力、容积等参数的变化以及它们之间的关系，为绝大多数生理学教科书所采用。

学习和训练生理图表的绘制是生理学实验的基本要求，它将为今后的科学研究的总结打下良好的基础。这里，只简单介绍棒状图与坐标图两种常用的图解以及注意事项。

### 一、棒状图

棒状图适用于比较在不同情况下所收集到的一系列数据，而这些数据又未安排在统一的条件下。例如从不同种类的动物体上收集到安静情况下的血压、心率、体温、呼吸频率等，可以应用棒状图加以说明（图 13 - 1）。

由图 13 - 1 可见，棒状图可以横向设计，也可以纵向设计。无论哪种设计，均需注意棒宽与棒高的比例以及它们之间的距离，以免过高或过宽图形的出现。

棒状图也可用于两组间的比较，但需将实验组与对照组加以区分，以便辨别。为了表示一组数据与其均数的离散程度，或测定的均数与总体均数的离散程度，常常使用标准差或标准误。表达方式是在棒状图的顶端标以适当长度的垂直线，线的两端标以细的水平短线。垂直线的 1/2 在棒内，另 1/2 在棒外。注意：垂直线的长度必须与所求得的标准差或标准误完全一致。

### 二、坐标图

当一个变量的不同数值与另一变量呈现连续变化时，不能使用棒状图，而应采用坐标图（曲线图）的形式。一般说，两个变量中的一个将从属于一个有意改变的因素（如药物、刺激等），这一变量称为从属变量（dependent variable），而另一变量则不是实验因素影响而造成的变化（如时间），此为独立变量（independent variable）。习惯上，以横坐标表示独立变量，而以纵坐标表示从属变量。

为了区分对照组与实验组的数据，常选用黑色实线和黑色实心圆表示对照组的曲线及其相应的点，而用断线或有色线及空心圆或其它符号（如正方形、三角形等）表明实验组的曲线及其数据点。在许多情况下，并不是必须把曲线通过每一个点才能表明实验的真实价值。当对照组与实验组数据的各个点相当分散时，可以绘成平滑的曲线以表示数据的发展趋势（图 13 - 2）。

为了用坐标图表示各点间差异的意义，同样可以在图中使用标准差或标准误。表达方式是在数据点的上、下划一适宜长度的垂直线，两端标以细的水平短线。垂直线的全长必须与标准差或标准误相一致（图 13 - 2）。如果对照组与实验组在曲线上有重叠，为曲线清晰，便于识别，可以在横坐标方向上把各数据点稍微移动一点（图 13 - 3）。

有时实验所得到的个别数值过于分散，因而不适于用这些数值绘制曲



线。在这种情况下，可计算对照组及其配对实验组数值差异的百分数，而后分别求其均数，并将均数绘制于坐标图上。这样的相对数值常显示出比原来的绝对值更为集中，更能表现出实验结果。

### 三、绘制生理学图解的注意事项

1. 在绘制图解以后，必须注明图号和图注。图注应明确简练，一目了然。图号与图注应写于图的下方。

2. 所有的图解均需仔细标记，标明坐标轴上的变量数值及其单位。多组比较的曲线图应注明组别。

3. 在设计图解时，应在坐标轴上选择适宜的标度，使曲线在图中均匀分布，不致过于集中（图 13 - 4）。

4. 如果实验结果中没有接近零位的数值，最好只绘出实际出现数值的坐标区域，以免曲线过于集中（图 13 - 5）。

（解景田）

## 附录五常用计量单位

根据《中华人民共和国法定计量单位》的规定，本书采用法定计量单位计量。但在生理学实验中，仍有个别非法定计量单位被沿用，对这些习用单位，我们将加以说明。表 13 - 9 是本书常用的计量单位及其代表符号。

表 13—9 常用计量单位表

(续表)

量的名称	单位名称	单位符号	备注
速度	米/秒；厘米/秒； 毫米/秒	m/s ; cm/s ; mm/s	
体积	升；毫升	L ( l ) ; ml	1ml = 1cm(3) = 1000mm(3)
电阻	兆欧；千欧； 欧 [ 姆 ]	M ;k ;	
电压；电位	伏 [ 特 ] ；毫伏； 微伏 $\mu$ V	V ; mV ;	
频率	千赫；赫 [ 兹 ]	kHz ; Hz	
物质的量	摩 [ 尔 ]	mol	
压力	毫米汞柱 毫米水柱	mmHg mmH(2)O	1mmHg = 133.322Pa 1mmH(2)O = 9.806Pa

(解景田)

## 附录六 必作实验及其主要仪器设备

通过参加 1986 年在天津召开的《生理学实验》审稿会的理科生物学教材编审委员会动物生理学编审小组部分委员及天津师范大学、中山大学、南开大学的部分教师的充分讨论，确定以下 32 个实验为综合性大学、师范院校生物系的必作实验，建议各院校试行。尚不具备条件的院校，希望在校、系领导的支持下，积极创造条件，力争在较短的时间内，补充必作实验的仪器设备。

### 一、必作实验目录

1. 坐骨神经-腓肠肌标本的制备
2. 刺激强度与肌肉收缩反应的关系
3. 骨骼肌单收缩的分析
4. 神经干动作电位的测定
5. 红细胞的溶解
6. 血红蛋白含量的测定
7. 血细胞的计数
8. ABO 血型的鉴定
9. 蛙类心搏过程的观察与描记
10. 蛙类心脏机械活动与电活动的关系
11. 蛙类心室的期外收缩与代偿间歇
12. 蛙类离体心脏灌流
13. 蛙类心脏的神经支配
14. 家兔动脉血压的神经、体液调节
15. 人体动脉血压的测定及其影响因素
16. 人体心电图的描记
17. 人的心音听诊
18. 人体呼吸运动的描记及其影响因素
19. 呼吸气量的测量
20. 家兔呼吸运动的调节
21. 离体小肠段的生理特性
22. 大白鼠胃液分泌的调节或神经系统对消化管运动的调节
23. 尿生成的调节
24. 反射时的测定及反射弧的分析
25. 脊髓背根和腹根的机能
26. 小白鼠电防御条件反射的建立、分化与消退
27. 家兔大脑皮层的诱发电位
28. 家兔大脑皮层运动区的刺激效应
29. 去大脑僵直
30. 视野的测定
31. 盲点的测定
32. 蛙类一侧迷路破坏的效应

### 二、必作实验的主要仪器设备

生理学实验一般以 2—3 人为一小组。这里列出的为一个小组的主要仪器及生理学实验必备的设备。

1. 常用手术器械一套
2. 电动记纹鼓及各种杠杆
3. 生理记录仪及各种换能器
4. 刺激器（生理多用仪）及电磁标
5. 刺激隔离器
6. 双线示波器
7. 小型离心机
8. 沙力氏比色计
9. 血细胞计数器及计数机
10. 显微镜
11. 各种动物手术台
12. 血压计及听诊器
13. 心电图机
14. 呼吸描记器 15. 呼吸计
16. 恒温灌流仪（平滑肌） 17. 小动物条件反射箱
18. 视野计

（解景田） </PGN0225.TXT/PGN

