



第四章 动物实验的基本 技术和操作方法

南开大学医学院
张京玲

主要内容

动物实验基本技术和操作方法

- 一、动物实验的常用方法
- 二、实验动物的抓取固定方法
- 三、实验动物编号标记方法
- 四、实验动物的随机分组方法
- 五、实验动物被毛的去除方法

主要内容

六、实验动物给药途径和方法

七、实验动物用药量的确定及计算方法

八、实验动物的麻醉

九、实验动物采血方法

十、急性动物实验中常用的手术方法

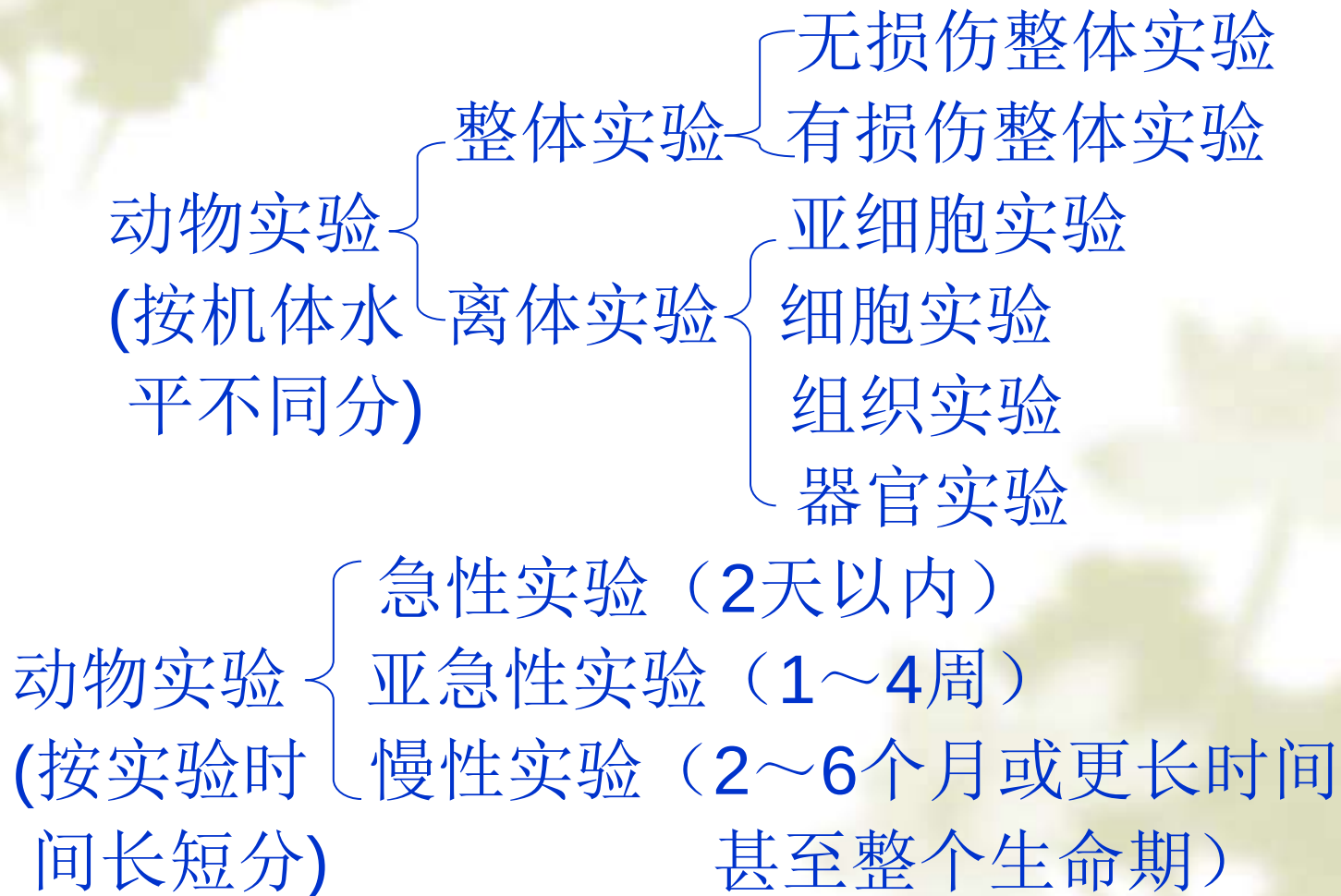
十一、实验动物的急救措施

十二、实验动物的处死方法

一、动物实验的常用方法

动物实验方法是多种多样的，在医学的各个领域内都有其不同的应用，其中一些基本方法都是共同性的，如动物的选择、抓取、固定、麻醉、脱毛、给药、采血、采尿、急救、处死、尸检等，不管是从事何种课题的医学研究都要用这套基本方法，因此，动物实验基本方法，已成为医学科技工作者必须掌握的一项基本功。

一、动物实验的常用方法



一、动物实验的常用方法

动物实验
(按不同
学科分)

生理学的动物实验方法

病理生理学的动物实验方法

药理学的动物实验方法

病理解剖、组织学动物实验方法

微生物、免疫学的动物实验方法

下面举一些动物实验的常用方法：

一、动物实验的常用方法

1. 复制动物模型法

此法是动物实验最基本的方法，是采用人工的方法使动物在一定致病因素（机械、化学、生物和物理）作用下，造成动物的组织，器官或全身的一定损伤，复制成与人类疾病相似的动物疾病模型，来研究各种疾病的发生、发展规律及防治方法。

一、动物实验的常用方法

2. 切开、分离法

此法是以活体动物为对象的整体实验常用方法。习惯上把在麻醉情况下，制备一些实验条件（如活体解剖、分离暴露器官、组织或进行一些手术制备等措施）进行研究者称

“急性动物实验”。其优点是比较简便，操作后可以立即进行观察，实验条件相对地较易控制，对要研究的器官，有可能直接观察。

一、动物实验的常用方法

3. 切除和注入提取液法

常用于研究内分泌器官的生理和病理病变，如研究切除某一腺体后看辐射对机体的影响，切除某一腺体后看出现什么症状而推论这种腺体的功能；如蝌蚪无甲状腺素，如注入甲状腺素，蝌蚪很快变成了蛙。

一、动物实验的常用方法

4. 离体组织器官法

它是利用动物的离体组织、器官或生物性致病因子（微生物、寄生虫等），置于一定的存活条件下（如温度、营养成分、氧气、水、pH等）进行观察的一种实验方法。

一、动物实验的常用方法

动物组织、细胞的培养也常用此种方法。离体实验的优点是方法比较简单，一般不需要很复杂的仪器设备。实验条件比较容易控制，牵涉的人力较少，因此常被列为分析性研究的一种手段。不足之处是模拟的存活条件毕竟与整体的实际情况有较大的出入，其结果也往往与体内的变化有一定距离，因此可以作为整体研究的补充和参考。

一、动物实验的常用方法

5. 瘘管法

用无菌手术方法给动物造成不同的人造瘘管如胃肠道瘘管、膀胱瘘管、唾液腺瘘管、食道瘘管、胆囊瘘管等。这些瘘管可以收集内脏液体，是生理学消化研究的主要方法。此种方法是慢性动物实验所常用的方法。慢性动物实验一般是先在无菌操作下制备好实验模型（瘘管法是其中一种），待动物恢复健康后进行研究。

一、动物实验的常用方法

这类研究方法的优点在于被研究的对象，其机体内外环境已处于较自然的相对平衡状态，条件比较稳定，所得的结果接近生理情况。但需要事先制备，术后护理，等动物恢复健康后才能从事实验，花费时间较长，工作量较大，因而在选用上受到一定限制。除了用手术制备的动物实验外，运用药物或食饵等措施制备的病理模型，如诱发各种实验性动物疾病模型的方法也可归为慢性动物实验。

一、动物实验的常用方法

6. 移植法

一般是将动物的器官、组织或细胞进行相互移植的一种方法。如骨髓移植时，将小鼠**A**（供体）的骨髓注入到小鼠**B**的血液中（受体），很快可见脾结节化（脾造血）。脾结节的数量反应了造血干细胞的多少，由此可以观察干细胞的变化。动物各种组织、器官的移植也是实验研究中常用的方法。

一、动物实验的常用方法

7. 生物电、活性观察法

对动物体各种生物电用电生理记录仪进行观察记录，如心电、肌电、脑电等；对动物组织中各种活动物质用生物化学法测定，如各种酶，激素等。

一、动物实验的常用方法

8. 病理解剖学、组织学观察法

采用肉眼观察、光镜和电镜检查，来观察、分析动物各种疾病时病理组织学改变。可从组织学的角度来探讨疾病防治机理，例如通过阑尾组织切片和肉眼观察，分析口服中药、针刺或局部敷药对有炎症阑尾的影响，阐明不同证型时阑尾变化的病理学特点以及某些病人用中西医结合非手术治疗后复发的原因。

一、动物实验的常用方法

近年来由于电子显微技术的进展，不仅可以观察到病变时细胞内细胞器等亚细胞结构的变化，而且也可以运用电子扫描方法对动物器官的微小结构进行完整的表层观察。

一、动物实验的常用方法

9. 免疫学观察法

注入抗原使动物致敏，制备各种抗血清，如常选用新西兰或大白耳家兔制备病原体免疫血清、间接免疫血清、抗补体抗体血清、抗组织免疫血清等。采用免疫荧光技术、酶标记免疫技术、放射免疫测定技术、免疫电镜技术等对动物免疫后各种免疫变化进行检查。

一、动物实验的常用方法

10. 其它方法

如联体动物法，条件反射法、生物遗传法、放射生物法、药物化学法等等。

动物实验的基本操作技术方法，根据实验顺序分述如下：

二、实验动物的抓取固定方法

正确的抓取固定动物，是为了不损害动物健康，不影响观察指标，并防止被动动物咬伤，保证实验顺利进行。抓取固定动物的方法依实验内容和动物类而定。

二、实验动物的抓取固定方法

- (一) 小鼠抓取固定方法
- (二) 大鼠的抓取固定方法
- (三) 蛙类的抓取固定方法
- (四) 豚鼠的抓取固定方法
- (五) 兔的抓取固定方法
- (六) 狗的抓取固定方法

可见实验录像中相关内容。

三、实验动物编号标记方法

动物在实验前常常需要作适当的分组，那么就要将其标记，使各组加以区别。标记的方法很多，良好的标记方法应满足标号清晰、耐久、简便、适用的要求。常用的标记法有染色、耳缘剪孔、烙印、号牌等方法。

三、实验动物编号标记方法

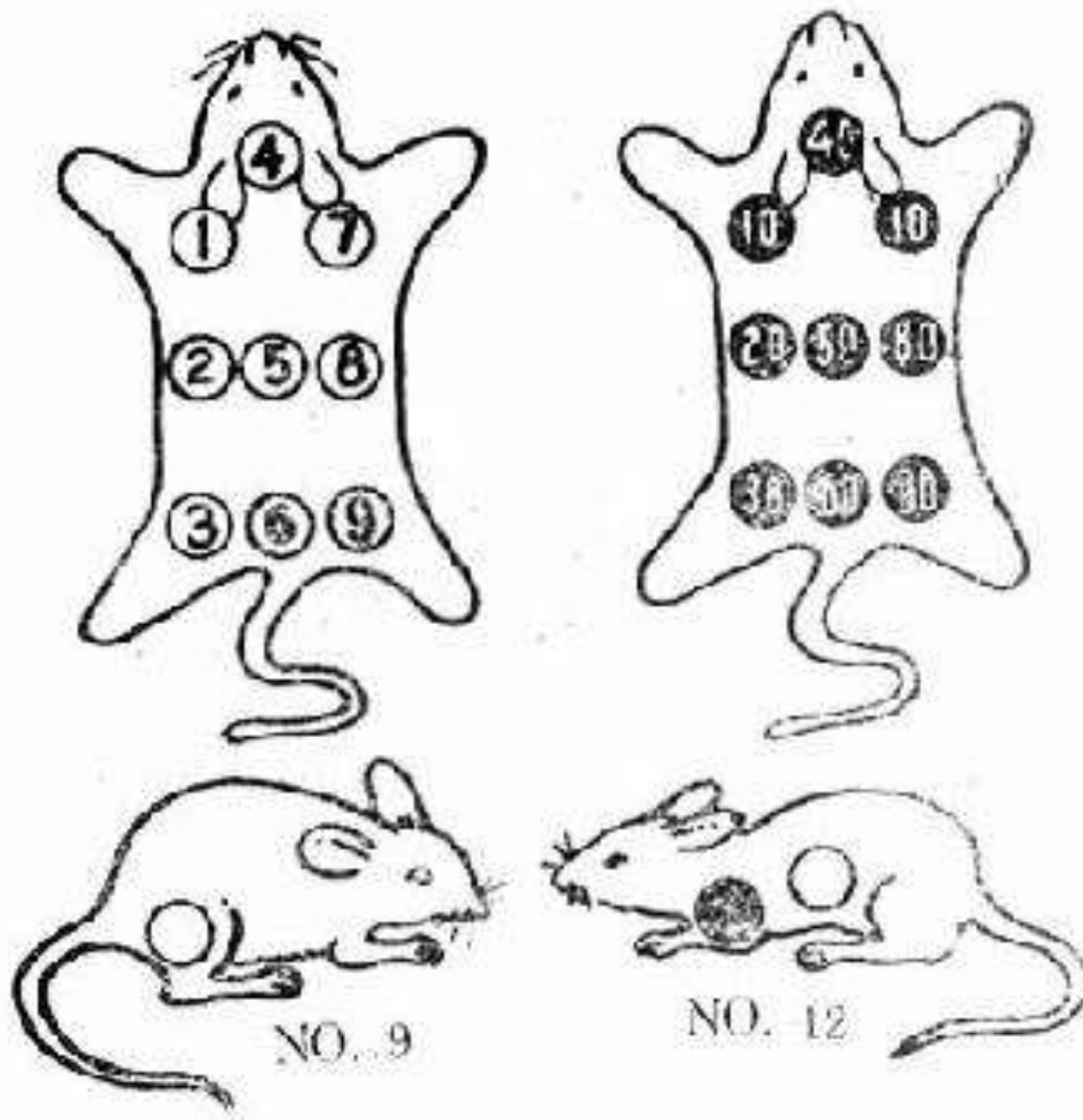
（一）颜料涂染

这种标记方法在实验室最常使用，也很方便。使用的颜料一般有**3-5%苦味酸（黄）**，**2%硝酸银（咖啡色）**溶液和**0.5%中性品红（红色）**等。标记时用毛笔或棉签蘸取上述溶液，在动物体的不同部位涂上斑点，以示不同号码。

三、实验动物编号标记方法

编号的原则是：先左后右，从上到下。一般把涂在左前腿上的计为**1**号，左侧腹部计为**2**号，左后腿为**3**号，头顶部计为**4**号，腰背部为**5**号，尾基部为**6**号，右前腿为**7**号，右侧腰部为**8**号，右后腿计为**9**号。若动物编号超过**10**或更大数字时，可使用上述两种不同颜色的溶液，即把一种颜色作为个位数，另一种颜色作为十位数，这种交互使用可编到**99**号，假使把红的记为十位数，黄色记为个位数，那么右后腿黄斑，头顶红斑，则表示是**49**号鼠（见图示），其余类推。

颜色被毛涂擦标记法



三、实验动物编号标记方法

（二）烙印法

用刺数钳在动物耳上刺上号码，然后用棉签蘸着溶在酒精中的黑墨在刺号上加以涂抹，烙印前最好对烙印部位预先用酒精消毒。

三、实验动物编号标记方法

(三) 号牌法

用金属制的牌号固定于实验动物的耳上，大动物可系于颈上。

对猴、狗、猫等大动物有时可不作特别标记，只记录它们的外表和毛色即可。

四、实验动物的随机分组方法

动物实验时，常常需要将选择好的实验动物，按研究需要分成若干个组，分组时为了避免人为的因素影响，常应用随机数字表进行完全随机化的分组。

四、实验动物的随机分组方法

将实验单位随机分成两组

设有小鼠14只，试用随机数字表将其分成两组。先将小鼠依次编为1、2、3.....14号，然后任意从随机数字表的某一行某一数字开始抄录14个数，编排如下（见下表），现令单数代表A组，双数代表B组。

动物编号	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14
随机数目	16	22	77	94	39	49	54	43	54	82	17	37	93	23
归组	B	B	A	B	A	A	B	A	B	B	A	A	A	A

四、实验动物的随机分组方法

结果列入A组的动物有8只，列入B组的动物有6只。如要使两组相等，须将A组减少一只，划入B组。应把哪一只小鼠划入B组，仍可用随机数字表，在上述抄录的14个数后面再抄录一个数字为78，此数以8除之，因为归入A组的小鼠有8只，故以8除，得余数6。于是把第6个A（即编写为第12号的小鼠）划给B组。

经过这样调整，两组小鼠的分配如下：

A组	3	5	6	8	11	13	14
B组	1	2	4	12	7	9	10

五、实验动物被毛的去除方法

动物的被毛常能影响实验操作和结果的观察，因此实验中常需去除或剪短动物的被毛。除毛的方法有剪毛、拔毛和脱毛三种。

剪毛

固定动物后，用粗剪刀剪去所需部位的被毛。剪毛时需注意以下几点：

五、实验动物被毛的去除方法

- (1)把剪刀贴紧皮肤剪，不可用手提起被毛，以免剪破皮肤；
- (2)依次剪毛，不要乱剪；
- (3)剪下的毛集中放在一个容器内，勿遗留在手术野和兔台周围，以保证手术野的清洁和防止注射器等夹毛。

五、实验动物被毛的去除方法

拔毛：兔耳缘静脉注射或取血时以及给大、小白鼠作尾静脉注射时，需用拇指、食指将局部被毛拔去，以利操作。

脱毛：脱毛系指用化学药品脱去动物的被毛，适用于无菌手术野的准备以及观察动物局部皮肤血液循环和病理变化。

五、实验动物被毛的去除方法

常用脱毛剂的配方：

- (1) 硫化钠3g、肥皂粉1g，淀粉7g，加水适量调成糊状。
 - (2) 硫化钠8g、淀粉7g、糖4g、甘油5g、硼砂1g，加水75ml。
 - (3) 硫化钠8g，溶于100ml水中。
- 以上脱毛剂配方适用于家兔、大白鼠、小白鼠等小动物的脱毛。
- (4) 硫化钠10g、生石灰15g，溶于100ml水内，此配方适用于狗等大动物的脱毛。

五、实验动物被毛的去除方法

使用以上各种脱毛剂，都应事先剪短被毛，以节省脱毛剂，并减少对皮肤的刺激反应，应用时用棉球蘸脱毛剂，在所需局部涂一薄层，2-3分钟后，用温水洗去脱落的被毛，以纱布擦干局部，涂一层油脂即可。

六、实验动物给药途径和方法

给药的途径和方法是多种多样的，可根据实验目的、实验动物种类和药物剂型等情况确定。

六、实验动物给药途径和方法

(一) 皮下注射

(二) 皮内注射

可见皮肤表面鼓起一小皮丘。

(三) 肌肉注射

(四) 腹腔注射

(五) 静脉注射

(六) 淋巴囊注射

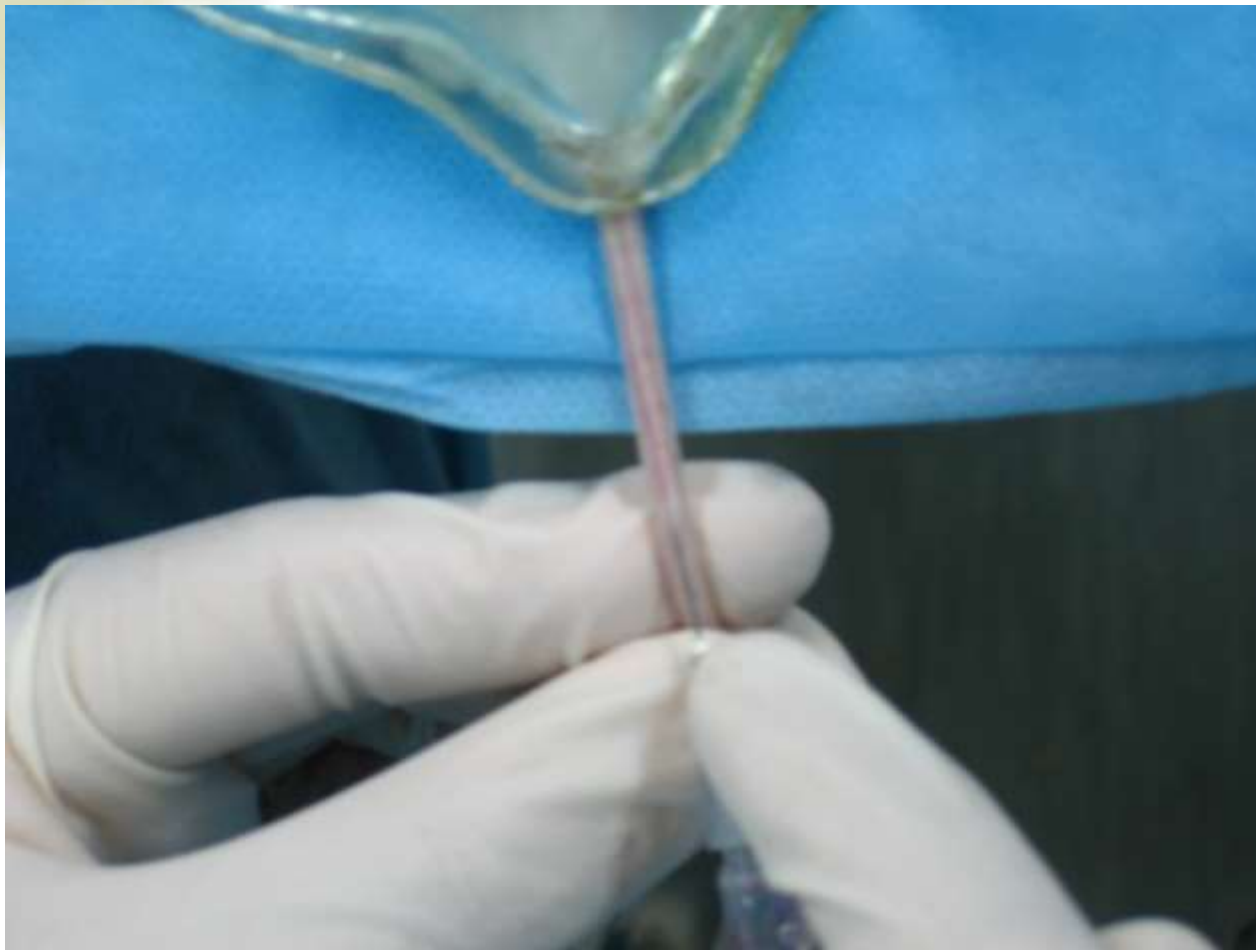
皮下注射



腹腔注射



静脉注射



六、实验动物给药途径和方法

（七）经口给药

（八）其它途径给药

- | | |
|-----------|------------|
| 1. 呼吸道给药 | 2. 皮肤给药 |
| 3. 脊髓腔内给药 | 4. 小脑延髓池给药 |
| 5. 脑内给药 | 6. 直肠内给药 |
| 7. 关节腔内给药 | |

小鼠的灌胃给药



几种动物不同给药途径的常用注射量（毫升）

注射途径	小鼠	大鼠	豚鼠	兔	狗
腹 腔	0.2-1.0	1-3	2-5	5-10	5-15
肌 肉	0.1-0.2	0.2-0.5	0.2-0.5	0.5-1.0	2-5
静 脉	0.2-0.5	1-2	1-5	3-10	5-15
皮 下	0.1-0.5	0.5-1.0	0.5-2	1-3	3-10

常用实验动物的最大给药量和使用针头规格

动物名称	项 目	灌 胃	皮下注射	肌肉注射	腹腔注射	静脉注射
小白鼠	最大给药量 使用针头	1ml 9(钝头)	0.4ml 5(1/2)	0.4ml 5(1/2)	1ml 5(1/2)	0.8ml 4
大白鼠	最大给药量 使用针头	1ml 静脉切开针	1ml 6	0.4ml 6	2ml 6	4ml 5
豚鼠	最大给药量 使用针头	3ml 静脉切开针	1ml 6(1/2)	0.5ml 6(1/2)	4ml 7	5ml 5
兔	最大给药量 使用针头	20ml 10号导尿管	2ml 6(1/2)	2ml 6(1/2)	5ml 7	10ml 6
猫	最大给药量 使用针头	20ml 10号导尿管	20ml 7	2ml 7	5ml 7	10ml 6
蛙	淋巴囊注射 最大注射量 1ml/只					

七、实验动物用药量的确定及计算方法

(一) 动物给药量的确定

在观察一个药物的作用时，应该给动物多大的剂量是实验开始时应确定的一个重要问题。剂量太小，作用不明显，剂量太大，又可能引起动物中毒致死，可以按下述方法确定动物的给药剂量：

七、实验动物用药量的确定及计算方法

1. 先用小鼠粗略地探索中毒剂量或致死剂量，然后用小于中毒量的剂量，或取致死量的若干分之一为应用剂量，一般可取 $1/10-1/5$ 。

七、实验动物用药量的确定及计算方法

2. 植物药粗制剂的剂量多按生药折算。
3. 化学药品可参考化学结构相似的已知药物，特别是化学结构和作用都相似的药物的剂量。

七、实验动物用药量的确定及计算方法

4. 确定剂量后，如第一次实验的作用不明显，动物也没有中毒的表现（体重下降、精神不振、活动减少或其他症状），可以加大剂量再次实验。如出现中毒现象，作用也明显，则应降低剂量再次实验。

七、实验动物用药量的确定及计算方法

在一般情况下，在适宜的剂量范围内，药物的作用常随剂量的加大而增强。所以有条件时，最好同时用几个剂量作实验，以便迅速获得关于药物作用的较完整的资料。如实验结果出现剂量与作用强度之间毫无规律时，则更应慎重分析。

七、实验动物用药量的确定及计算方法

5. 用大动物进行实验时，开始的剂量可采用给鼠类剂量的十五分之一~二分之一，以后可根据动物的反应调整剂量。

七、实验动物用药量的确定及计算方法

6. 确定动物给药剂量时，要考虑给药动物的年龄大小和体质强弱。一般说确定的给药剂量是指成年动物的，如是幼小动物，剂量应减少。如以狗为例：6个月以上的狗给药量为1份时，3-6个月的给1/2份，45-89日1/4份，20-44日的给1/8份，10-19日的给1/16份。

七、实验动物用药量的确定及计算方法

7. 确定动物给药剂量时，要考虑因给药途径不同，所用剂量也不同，以口服量为100时，灌肠量应为100-200，皮下注射量30-50，肌肉注射量为25-30，静脉注射量为25。

七、实验动物用药量的确定及计算方法

(二) 实验动物用药量的计算方法

动物实验所用的药物剂量，一般按 mg/kg 体重或 g/kg 体重计算，应用时须从已知药液的浓度换算出相当于每 kg 体重应注射的药液量（ ml 数），以便给药。

七、实验动物用药量的确定及计算方法

例1：计算给体重1.8kg的家兔静脉注射20%氨基甲酸乙酯溶液麻醉，按1g/kg的剂量注射，应注射多少ml？

计算方法：兔剂量1g/kg，注射液为20%，则氨基甲酸乙酯溶液的注射量应为5ml/kg，现在兔体重为1.8kg，应注射20%氨基甲酸乙酯溶液用量
 $=5 \times 1.8 = 9\text{ml}$ 。

七、实验动物用药量的确定及计算方法

例2：计算给体重23g的小白鼠，注射盐酸吗啡15mg/kg，溶液浓度为0.1%，应注射多少ml？

计算方法：小白鼠需吗啡量为15mg/kg，则0.1%盐酸吗啡溶液的注射量应为15ml/kg，现小白鼠体重为23g，应注射0.1%盐酸吗啡溶液的用量
 $=15 \times 0.023 = 0.345\text{ml}$ 。

七、实验动物用药量的确定及计算方法

(三) 人与动物及各类动物间药物剂量的换算方法

1. 人与动物用药量换算

人与动物对同一药物的耐受性相差很大。一般说来，动物的耐受性要比人大，也就是单位体重的用药量动物比人大。人的各种药物的用量在很多书上可以查得，但动物用药量可查的书较少，而且动物用的药物种类远不如人用的那么多。

七、实验动物用药量的确定及计算方法

因此，必须将人的用药量换算成动物的用药量。一般可按下列比例换算：人用药量为1，小白鼠、大白鼠为25-50，兔、豚鼠为15-20，狗、猫为5-10。

此外，可以采用人与动物的体表面积算法来换算。

七、实验动物用药量的确定及计算方法

2. 人及不同种类动物之间药物剂量的换算

(1) 直接计算法 即按：

$$A = K \frac{W^{2/3}}{10000} \text{ 计算}$$

七、实验动物用药量的确定及计算方法

例：某利尿药大白鼠灌给药时的剂量为250mg/kg，试粗略估计狗灌胃给药时可以试用的剂量。

解：实验用大白鼠的体重一般在200g左右，其体表面积（A）为：

$$A = 9.1 \times \frac{200^{2/3}}{10000} = 0.0311 \text{m}^2$$

七、实验动物用药量的确定及计算方法

250mg/kg的剂量如改以mg/m²表示，即为：

$$\frac{250 \times 0.2}{0.0311} = 1608 \text{mg/m}^2$$

七、实验动物用药量的确定及计算方法

实验用狗的体重一般在**10kg**左右，其体表面积（A）为：

$$A = 11.2 \times \frac{10000^{2/3}}{10000} = 0.5198\text{m}^2$$

$$\text{于是} \frac{1608 \times 0.5198}{10} = 84\text{mg/kg} \text{（狗的适当试用剂量）}$$

七、实验动物用药量的确定及计算方法

(2) 按人与各种动物以及各种动物之间用药剂量换算

已知A种动物每kg体重用药量，欲估算B种动物每kg体重用药剂量时，可先查表找出折算系数(W)，再按下式计算：

B种动物的剂量(mg/kg)=W×A种动物的剂量(mg/kg)

七、实验动物用药量的确定及计算方法

例如：已知某药对小鼠的最大耐受量为 20mg/kg （ 20g 小鼠用 0.4mg ），需折算为家兔的用药量。

查A种动物为小鼠，B种动物为兔，交叉点为折算系数 $W=0.37$ ，故家兔用药量为 $0.37 \times 20\text{mg/kg} = 7.4\text{mg/kg}$ ， 1.5kg 家兔用药量为 11.1mg 。

动物与人的每公斤体重剂量折算系数表

折算系数W		A 组 动 物 或 成 人						
		小白鼠 (20g)	大白鼠 0.2Kg	豚鼠 0.4Kg	家兔 1.5kg	猫 2.0kg	狗 12kg	人 60kg
B 种 动 物 或 成 人	小白鼠20g	1.0	1.6	1.6	2.7	3.2	4.8	9.01
	大白鼠0.2Kg	0.7	1.0	1.14	1.88	2.3	3.6	6.25
	豚鼠0.4Kg	0.61	0.87	1.0	1.65	2.05	3.0	5.55
	家兔1.5kg	0.37	0.52	0.6	1.0	1.23	1.76	2.30
	猫2.0kg	0.30	0.42	0.48	0.81	1.0	1.44	2.70
	狗12kg	0.21	0.28	0.34	0.56	0.68	1.0	1.88
	人60kg	0.11	0.16	0.18	0.304	0.371	0.531	1.0

八、实验动物的麻醉

(一) 常用的麻醉剂

1. 挥发性麻醉剂
2. 非挥发性麻醉剂
3. 中药麻醉剂

(二) 动物的麻醉方法

1. 全身麻醉
2. 局部麻醉

常用麻醉剂的用法及剂量

麻 醉 剂	动 物	给药方法	剂量 (mg/kg)	常用 浓度%	维 持 时 间
戊巴比妥钠	狗、兔	静脉	30	3	2-4小时中途加上1/5量，可维持1小时以上，麻醉力强，易抑制呼吸。
		腹腔	40-50	3	
	大小鼠、豚鼠	腹腔	40-50	2	
硫喷妥钠	狗、兔	静脉	15-20	2	15-30分钟，麻醉力强，宜缓慢注射。
	大白鼠	腹腔	40	1	
	小白鼠	腹腔	15-20	1	
氯 醛 糖	兔	静脉	80-100	2	3-4小时，诱导期不明显
	大白鼠	腹腔	50	2	
乌 拉 坦	兔	静脉	750-1000	30	2-4小时，毒性小，主要适用小动物的麻醉。
	大小鼠	皮下或肌肉	800-1000	20	
	蛙	淋巴囊注射	0.1ml/100g	20-25	
	蟾蜍	淋巴囊注射	1ml/100g	10	

九、实验动物采血方法

采血方法的选择

主要决定于实验目的所需血量以及动物种类。凡用血量较少的检验如红、白细胞计数、血红蛋白的测定，血液涂片以及酶活性微量分析法等，可刺破组织取毛细血管的血。当需血量较多时可作静脉采血。

九、实验动物采血方法

采血时要注意：

- (1) 采血场应有充足的光线；室温夏季最好保持在 $25-28^{\circ}\text{C}$ ，冬季， $15-20^{\circ}\text{C}$ 为宜；
- (2) 采血用具及采血部位一般需要进行消毒；
- (3) 采血用的注射器和试管必须保持清洁干燥；
- (4) 若需抗凝全血，在注射器或试管内需预先加入抗凝剂。

常用实验动物的最大安全采血量与最小的致死采血量

动物品种	最大安全采血量(ml)	最小致死采血量(ml)
小鼠	0.2	0.3
大鼠	1	2
豚鼠	5	10
兔	10	40
狼狗	100	500
猎狗	50	200
猴	15	60

九、实验动物采血方法

(一)小鼠、大鼠采血法

1. 割(剪)尾采血
2. 鼠尾刺血法
3. 眼眶静脉丛采血
4. 断头取血
5. 心脏采血
6. 颈动、静脉采血
7. 腹主动脉采血
8. 股动（静）脉采血



九、实验动物采血方法

(二) 豚鼠采血法

1. 耳缘剪口采血
2. 心脏采血
3. 股动脉采血
4. 背中足静脉取血

九、实验动物采血方法

(三) 兔采血法

1. 耳静脉采血
2. 耳中央动脉采血
3. 心脏取血
4. 后肢胫部皮下静脉取血

十、急性动物实验中常用的手术方法

急性动物实验中常以血压、呼吸等为指标，以静脉注射、放血等为实验方法。需要暴露气管、颈总动脉，颈外静脉，股动脉，股静脉，并做相应的插管，以及分离迷走神经，减压神经及股神经等。因此手术主要在颈部及股部进行，

十、急性动物实验中常用的手术方法

(一) 兔、狗颈部手术

1. 动物麻醉

2. 动物固定

3. 气管及颈部血管神经分离术

- (1) 气管暴露术

- (2) 颈总动脉分离术

- (3) 颈部迷走、交感、减压神经分离术

- (4) 颈外静脉暴露术

十、急性动物实验中常用的手术方法

4. 气管及颈部血管插管术

(1) 气管插管术

(2) 颈总动脉插管术

(3) 颈外静脉插管术

(二) 兔、狗股部手术

1. 股动脉插管术

2. 股静脉插管术

十一、实验动物的急救措施

当实验进行中因麻醉过量、大失血、过强的创伤、窒息等各种原因，而使动物血压急剧下降甚至测不到。呼吸极慢而不规则甚至呼吸停止、角膜反射消失等临床死亡症状时，应立即进行急救。急救的方法可根据动物情况而定。

十一、实验动物的急救措施

对狗、兔、猫常用的急救措施有下面几种。

（一）针刺

针刺人中穴对挽救家兔效果较好。对狗用每分钟几百次频率的脉冲电刺激膈神经效果较好。

（二）注射强心剂

可以静脉注射0.1%肾上腺素1ml，必要时直接作心脏内注射。肾上腺素具有增强心肌收缩力，使心肌收缩幅度增大与加速房室传导速度、扩张冠状动脉、增强心肌供血、供氧及改善心肌代谢、刺激高位及低位心脏起搏点等作用。

十一、实验动物的急救措施

（三）注射呼吸中枢兴奋药

可从静脉注射山梗菜碱或尼可刹米。给药剂量和药理作用如下：

1. 尼可刹米

每条动物一次注**25%1ml**。此药可直接兴奋延髓呼吸中枢，使呼吸加速加深；对血管运动中枢的兴奋作用较弱。在动物抑制情况下作用更明显。

十一、实验动物的急救措施

2. 山梗菜碱

每条动物一次可注入**1%0.5ml**。此药可刺激颈动脉体的化学感受器，反射性地兴奋呼吸中枢；同时此药对呼吸中枢还有轻微的直接兴奋作用。作为呼吸兴奋药，它比其他药作用迅速而显著。呼吸可迅速加深加快，血压亦同时升高。

十一、实验动物的急救措施

（四）动脉快速注射高渗葡萄糖液

一般常采用经动物肌动脉逆血流加压、快速、冲击式的注入40%葡萄糖溶液。注射量根据动物而定，如狗可按2-3ml/kg体重计算。这样可刺激动物血管内感受器，反射性地引起血压、呼吸的改善。

十一、实验动物的急救措施

（五）动脉快速输血、输液

在作失血性休克或死亡复活等实验时采用。可在动物股动脉插一软塑料套管，连接加压输液装置（血压计连接输液瓶上口，下口通过胶皮管连接塑料套管）。当动物发生临床死亡时，即可加压（**180-200mmHg**）快速从股动脉输血和低分子右旋糖酐。

十、急性动物实验中常用的手术方法

如实验前动物曾用肝素抗凝，由于微循环血管中始终保持通畅，不出现血管中血液凝固现象，因此就是动物出现临床死亡后数分钟，采用此种急救措施仍易救活。

十一、实验动物的急救措施

(六) 人工呼吸

可采用双手压迫动物胸廓进行人工呼吸。如有电动人工呼吸器，可行气管分离插管后，再连接人工呼吸器进行人工呼吸。一旦见到动物自动呼吸恢复，即可停止人工呼吸。

有条件时，当动物呼吸停止，而心搏极弱或刚停止时，可用5%CO₂和60%O₂的混合气体进行人工呼吸，效果更好。

十一、实验动物的急救措施

采用人工呼吸器时，应调整其容量：

大鼠为50次/分钟，每次8ml/kg(即400ml/kg/分钟)；

兔和猫为30次/分钟，每次10ml/kg（即300ml/kg/分钟）；

犬为20次/分钟，每次100ml/kg(即2000ml/kg/分钟)。

十二、实验动物的处死方法

(一) 蛙类

(二) 大鼠和小鼠

(三) 狗、猫、兔、豚鼠

可见实验录像中内容。



THE END!
THANK YOU!