

长期强迫运动对大绒鼠体重、能量代谢和血清瘦素的影响

朱万龙 王政昆* 杨盛昌 张麟

云南师范大学生命科学学院 昆明 650092

摘要:动物稳定体重的维持需要能量摄入和消耗之间的平衡。运动是影响动物能量平衡的重要因素之一。为了解运动对大绒鼠(*Eothenomys miletus*)的生理学效应,在室内条件下,测定了强迫运动训练(运用小鼠封闭跑台)8周后大绒鼠的体重、代谢率、摄入能、血清瘦素和身体组成的变化。结果显示,强迫运动训练8周对大绒鼠的体重无显著影响;大绒鼠的代谢率和摄入能均显著增加,训练8周后静止代谢率较对照组增加了29.9%,运动最大代谢率较对照组增加了10.7%;强迫运动训练8周组的身体脂肪重量比对照组降低了28.9%,血清瘦素水平比对照组下降了27.4%,对照组的瘦素与体脂含量具有明显的相关性,但运动组则不具有相关性;运动组的肝重量和消化道重量较对照组均显著增加;而体水重量则显著降低。这些结果表明,在强迫运动训练期间大绒鼠主要通过动员储存的脂肪、增加代谢率和食物摄入的方式来维持自身的体重及能量平衡。瘦素在长期强迫运动过程中对身体脂肪含量的变化具有调节作用。

关键词:大绒鼠;血清瘦素;能量代谢

中图分类号:Q955 文献标识码:A 文章编号:0250-3263(2012)04-28-08

Effects of Long-term Forced Exercise Training on Body Mass, Energy Metabolism and Serum Leptin in *Eothenomys miletus*

ZHU Wan-Long WANG Zheng-Kun* YANG Sheng-Chang ZHANG Lin

School of Life Sciences, Yunnan Normal University, Kunming 650092, China

Abstract: Animal requires a balance between energy intake and energy expenditure to maintain a stable body weight. Exercise which can increase energy expenditure is one of the most important factors affecting energy balance for animals. In order to understand the physiological effects of exercise, changes of body mass, metabolic rate, energy intake, serum leptin and body composition were measured in *Eothenomys miletus* during 8-weeks of forced exercise training with of treadmill. The results showed that exercise training had no significant effects on body mass, but the metabolic rate and energy intake were increased during 8-weeks exercise training, rest metabolic rate increased 29.9% and locomotor maximal metabolic rate increased 10.7%, respectively. The results also showed that exercise training decrease body fat by 28.9% compared with control group, and exercise training decrease serum leptin concentrations by 27.4% compared with control group. There was a positive relationship between serum leptin concentrations and body fat content in control group, but no for

基金项目 国家自然科学基金项目(No. 31071925),云南省应用基础研究面上项目(No. 2011FZ082);

* 通讯作者, E-mail: wzk_930@yahoo.com.cn;

第一作者介绍 朱万龙,男,讲师;研究方向:动物生理生态;E-mail: zwl_8307@163.com。

收稿日期:2011-12-06,修回日期:2012-02-25

exercise trained group. There were significant increase of the mass of liver and digestive tracts compared with control group, and significant decrease of body water content compared with control group. All results indicated that *E. miletus* regulates its body mass and energy balance through mobilizing body fat, increasing the metabolic rate and energy intake during long-term forced exercise training. Serum leptin can regulate the variation of body fat during long-term forced exercise training.

Key words: *Eothenomys miletus*; Serum leptin; Energy metabolism

小型哺乳动物的体重调节受食物摄入、代谢水平和能量消耗等多种因素的影响,其中运动训练是影响动物体重和能量平衡的一个重要因素^[1]。目前,关于运动对啮齿动物体重影响的研究主要集中在实验鼠^[2-3],而对野生鼠的研究相对较少,相关的研究结果也不一致。有研究表明,运动使动物的摄食量增加或短暂抑制,体重下降^[2];也有研究表明,运动使动物的摄食量增加或不变,体重维持恒定^[4];还有研究表明,动物的摄食量增加,体重就增加^[5]。可见,运动对动物体重影响的结果并不一致,这可能动物的属种、年龄和性别等不同有关^[6]。体重的变化主要体现在动物胴体、内脏器官、体脂、体水重量的改变上,研究运动对动物身体组成的影响,有助于更好地了解体重变化的机理。运动对不同小型啮齿动物身体组成的影响也不同。研究表明,运动降低了大鼠(*Rattus norvegicus*)的体重和心、肝、肾、胃等器官的重量,增加了胰的重量,没有影响骨骼肌重量^[7]。运动增加了金黄仓鼠(*Mesocricetus auratus*)的体重,同时增加了体水、体脂和肾等器官的绝对重量,但相对重量未受影响,因此身体组成未受影响^[5]。也有研究表明,运动没有影响小鼠(*Mus musculus*)的体重,但心的重量增加^[8-9]。静止代谢率(resting metabolic rate, RMR)是生理生态学中的重要指标,能反映不同物种和个体之间的能量消耗水平,在动物适应环境的过程中具有重要的意义,它受温度、食物、动物的活动性等多个因素影响^[10]。小哺乳动物的最大代谢率(maximum metabolic rate, MMR)对其生存相当重要,具有较高最大代谢率的个体抵抗低温的能力更强,可在更寒冷的地区生存,并可更为有效地逃避天敌与捕获猎物^[11]。

瘦素(leptin)是近年来发现的一种由脂肪细胞分泌的激素,瘦素的发现促进了研究者进一步了解脂肪组织与能量稳态的关系^[12]。瘦素是首先在 ob/ob 动物模型中采用定位克隆技术证实的一种蛋白质激素^[13],在调节体重和能量稳态中具有重要作用。高水平的瘦素浓度可以抑制动物对食物的摄取,同时,通过交感神经系统触发组织器官增加能量消耗^[14-15]。瘦素还可以调节神经内分泌轴和免疫学进程等^[16-17]。迄今为止,国内关于运动对野生动物体重和瘦素水平影响的研究相对较少^[1,18-19]。

绒鼠属(*Eothenomys*)啮齿动物是中国特有属,是田鼠亚科中的一个特殊的类群,为横断山脉地区的典型代表。除 2 种分布于日本外,其余均分布于我国的横断山脉及其附近地区。绒鼠属中的大绒鼠(*E. miletus*)是横断山脉地区的特有类群及典型代表^[20],栖息于高原山林区,是中国的特有种,在田鼠亚科中占有特殊的地位。在云南大绒鼠分布在剑川、鹤庆、保山等地,是滇西纵谷型鼠疫的主要动物宿主,是当地主要害鼠^[21]。本实验对大绒鼠长期强迫运动条件下的体重、能量代谢、血清瘦素和身体组成进行测定,以理解该种动物在长期强迫运动条件下的生理生态适应特征。我们推测大绒鼠在长期强迫运动条件下体重、体脂下降、产热、能量摄入增加,瘦素在长期强迫运动过程中对身体脂肪含量的变化具有调节作用。

1 研究方法

1.1 动物来源 实验动物于 2010 年 6 月捕自云南省剑川县石龙村海拔 2 590 m 的农田中。剑川县位于云岭山脉的中部(属横断山),北纬 26°15' ~ 26°45',东经 99°40' ~ 99°55'。该地区

干湿季节分明,常冬无夏,表现出明显的温带季风气候特征^[22]。

动物带回云南师范大学生命科学学院(昆明)动物实验室饲养,置于饲养小白鼠的透明塑料盒内(260 mm × 160 mm × 150 mm),无巢材,每盒饲养 1 只,自然光照,温度为(25 ± 1)℃;每日喂以浸泡过的玉米,用塑料瓶供水,每日喂以少量绿色新鲜蔬菜。实验动物为非繁殖期成年个体。选取实验动物 16 只(8 ♀, 8 ♂)。分为两组:运动训练组($n = 8$)和对照组($n = 8$),实验前两组动物体重差异不显著($P > 0.05$)。运动训练组在运动条件下驯化 8 周,温度为(25 ± 1)℃,而对照组则在实验室饲养条件下驯化 8 周,温度为(25 ± 1)℃,不进行运动驯化。

1.2 训练程序 采用单跑道小鼠封闭跑台(Modular, TES Treadmill, 德国)进行强迫运动驯化,跑台的坡度为 0°。实验动物开始训练的速度为 0.2 m/s,每天训练 30 min。2 周后,运动速度增加到 0.3 m/s,每天训练 40 min,共训练 8 周,训练时间为每天的 18:00 ~ 22:00 时。

1.3 代谢率测定 用澳大利亚生产的开放式呼吸仪(AD Instruments, ML870)在热中性区测定动物的静止代谢率,温度用上海博迅医疗设备厂生产的 SPX-300 型人工气候箱控制。代谢率的计算方法见 Hill^[23]。呼吸室为 500 ml,进入呼吸室的气体流量为 200 ml/min,实验温度控制在(25 ± 0.5)℃,实验进行 1.5 h,前 0.5 h 使动物适应呼吸室环境,之后记录 1 h,每隔 1 min 记录一次,选取 10 个连续稳定的最低值来计算基础代谢率^[24]。运动训练组和对照组都进行静止代谢率测定,每组测定 8 只,动物在测定代谢率前禁食 2 ~ 4 h。

运动最大代谢率由德国 TES 封闭式小型哺乳动物活动跑台测定,温度用上海博迅医疗设备厂生产的 SPX-300 型人工气候箱控制,温度为(25 ± 0.5)℃,呼吸室体积为 3 L。记录动物在每一运动速度时的最高耗氧量(至少持续 3 ~ 5 min),动物在跑台上运动不能维持和最大耗氧量不再增加时即停止实验^[25]。每次测

定均对仪器进行校正。测定前动物在呼吸室内适应 45 min 左右。运动训练组和对照组都进行最大代谢率测定,每组测定 8 只。

1.4 摄入能测定 采用食物平衡法测定动物的能量收支^[26],单只动物放入代谢笼内(20 cm × 15 cm × 15 cm),无巢材。适应 1 周后,进行测定(分别于第 0 天、7 天、14 天、21 天、28 天、35 天、42 天、49 天、56 天测量)。7 d 为一个周期,定时定量给动物喂食(实验前一天的 11:00 ~ 13:00 时,食物 9.5 ~ 10.5 g),次日称量动物体重后小心收集剩余食物、粪便(每次收集时间均在 11:00 ~ 13:00 时之间进行)。收集的食物和粪便尿液,在烘箱中干燥至恒重,取部分样品称量(重量在 1.0 g 左右,精确到 0.000 1 g),用 YX-ZR/Q 金鹰全自动量热仪(型号 YX-ZR/Q,长沙友欣仪器厂,中国)测定热值并计算摄入能。运动训练组和对照组都进行摄入能的测定,每组测定 8 只。

1.5 体脂的测定 运动驯化组和对照组动物于驯化 8 周后处死,每组测定 8 只。体脂含量用索氏抽提法进行测定。将去除内脏的动物尸体(保留消化道上的脂肪)置于 60℃ 烘箱中干燥至恒重,用小型粉碎机粉碎混匀,称取 2 g 左右粉碎后的样品用干燥滤纸包严、烘干后称重,放入含有(1/2) ~ (2/3)体积乙醚的抽提瓶中,滤纸包的高度要低于虹吸管,在 70℃ 的水浴上加热使乙醚回流,控制乙醚回流次数为 120 ~ 150 滴/h,回流约 5 h,抽提完毕将取出的滤纸包于烘箱中烘干,将烘干的滤纸包称重,抽提前后的重量差即为样品中的粗脂肪含量^[1]。

1.6 体重和身体组成测定 体重用电子天平称量(精确到 0.1 g)。体重分别于实验的第 0 天、7 天、14 天、21 天、28 天、35 天、42 天、49 天、56 天测量。内脏器官重量,8 周训练结束后,将运动驯化组和对照组动物处死,每组 8 只,立即解剖取出心、肝、脾、肺、肾和消化道等内脏器官,剔除器官附着的结缔组织和脂肪,在滤纸上吸干器官表面的血液后称重(精确度 1 mg)。取出消化道,分离出胃、小肠、结肠和盲肠称重。胴体重量:去除以上内脏器官后的

动物重量为胴体湿重。将胴体置于 60℃ 烘箱中,烘至恒重,得胴体干重。体水 = 胴体湿重 - 胴体干重。

1.7 血清瘦素测定 运动驯化组和对照组动物于驯化 8 周后处死,每组 8 只,直接取血,4℃ 静置 1 h,于 4℃ 4 000 r/min 离心 30 min,吸取上层血清置于 -80℃ 低温冰箱内保存。血清瘦素含量采用瘦素放射免疫分析试剂盒(美国 Linco 公司生产)测定^[27]。

1.8 数据处理 采用 SPSS 16.0 进行实验数据的统计分析。数据经过正态分布和方差齐次性检验,符合参数检验条件。动物的体重、静止代谢率、运动最大代谢率和摄入能与训练时间的关系均采用单因素重复测量方差分析(one-way repeated measures ANOVA)检验。动物的体重、体脂、静止代谢率、运动最大代谢率、摄入能、血清瘦素和身体组成的组间差异均采用独立样本 *t*-检验。血清瘦素含量与体脂含量的关系采用 Pearson 相关分析。文内数值均以平均值 ± 标准误(Mean ± SE)表示, $P < 0.05$ 为差异显著, $P < 0.01$ 为差异极显著。

2 结果

2.1 体重、体脂和血清瘦素含量变化 训练开始时,运动组和对照组的体重差异不显著($t = 0.134$, $P > 0.05$)。随着训练时间的延长,对照组体重维持稳定,运动组的体重出现降低的趋势,但是运动 8 周后组间差异不显著($t = 0.602$, $P > 0.05$)。训练 8 周后运动组和对照组体重差异不显著($P > 0.05$) (图 1)。运动训练 8 周后,运动组和对照组的体脂含量分别为 4.72 g 和 6.64 g,组间差异显著($t = -3.587$, $P < 0.05$) (图 2)。运动训练 8 周后,运动组动物的血清瘦素含量显著低于对照组($t = -2.962$, $P < 0.05$) (图 3),运动组比对照组下降了 27.4%。对照组动物的血清瘦素与体脂呈明显的正相关关系($R^2 = 0.854$, $P < 0.01$),但运动组则不具有这种相关性($P > 0.05$) (图 4)。

2.2 能量代谢 训练开始时,运动组和对照组的静止代谢率差异不显著($t = 0.232$, $P >$

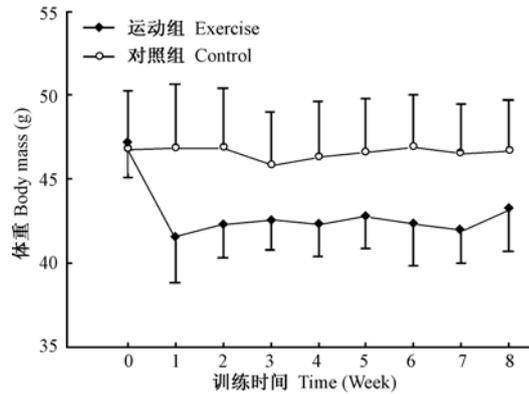


图 1 运动训练期间大绒鼠体重的变化

Fig. 1 Changes in body mass in *Eothenomys miletus* during forced exercising

Mean ± SE, $n = 8$

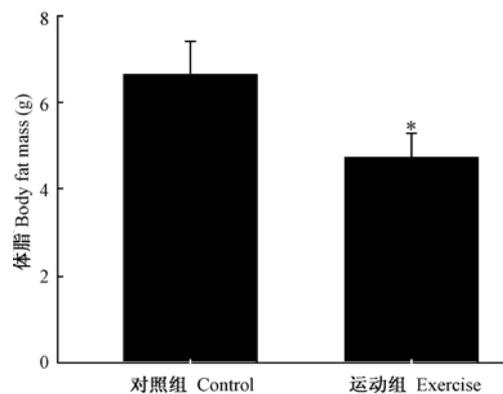


图 2 运动训练对大绒鼠体脂含量的影响

Fig. 2 Effects of forced exercise training on body fat content in *Eothenomys miletus*

Mean ± SE, $n = 8$

与对照组比较 Versus control, * $P < 0.05$ 。

0.05)。随着训练时间的延长,大绒鼠的静止代谢率逐渐增加。经单因素重复测量方差分析检验,运动组大绒鼠静止代谢率在运动训练期间差异极显著($F = 4.803$, $P < 0.01$, $n = 8$),对照组静止代谢率在实验期间差异不显著($F = 0.986$, $P > 0.05$, $n = 8$) (图 5),训练 8 周后静止代谢率较对照组增加了 29.9%。训练开始时,运动组和对照组的运动最大代谢率差异不显著($t = 0.198$, $P > 0.05$)。随着训练时间的延长,运动最大代谢率逐渐增加。经单因素重复测量方差分析检验,运动组的运动最大代谢

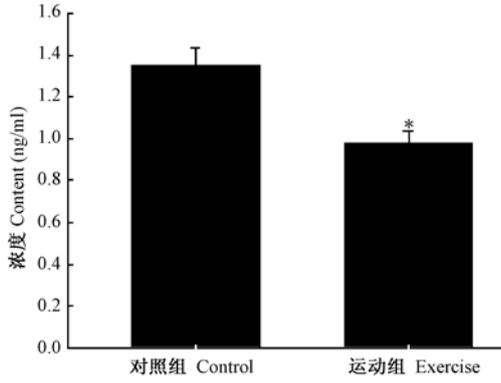


图3 运动训练对大绒鼠血清瘦素含量的影响
Fig. 3 Effects of forced exercise training on serum leptin concentrations in *Eothenomys miletus*

Mean ± SE, n = 8

与对照组比较 Versus control, * P < 0.05。

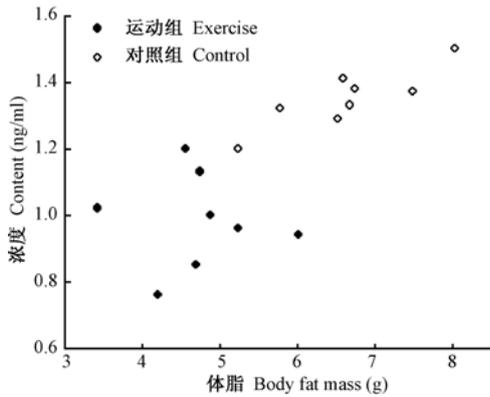


图4 大绒鼠血清瘦素含量与体脂含量的相关关系 (n = 8)

Fig. 4 Relationship between serum leptin concentration and body fat mass in *Eothenomys miletus*

率在运动训练期间差异极显著 ($F = 3.088, P < 0.01, n = 8$), 对照组的运动最大代谢率在实验期间差异不显著 ($F = 1.112, P > 0.05, n = 8$) (图6), 训练8周后运动最大代谢率较对照组增加了10.7%。训练开始时, 运动组和对照组的摄入量差异不显著 ($t = 0.321, P > 0.05$)。随着训练时间的延长, 摄入量逐渐增加。经单因素重复测量方差分析检验, 运动组的摄入量在运动训练期间差异极显著 ($F = 3.569, P <$

$0.01, n = 8$), 对照组的摄入量能在实验期间差异不显著 ($F = 0.658, P > 0.05, n = 8$) (图7)。

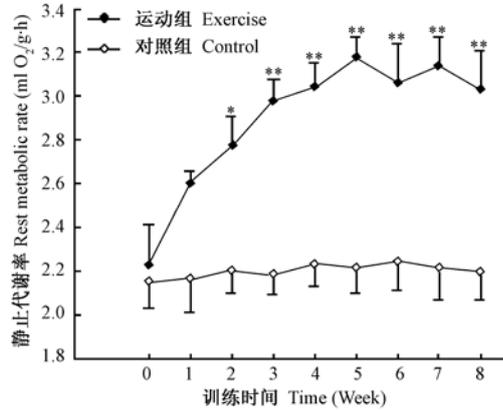


图5 运动训练对大绒鼠静止代谢率的影响

Fig. 5 Effects of forced exercise training of rest metabolic rate in *Eothenomys miletus*

Mean ± SE, n = 8

与对照组比较 Versus control, * P < 0.05, ** P < 0.01。

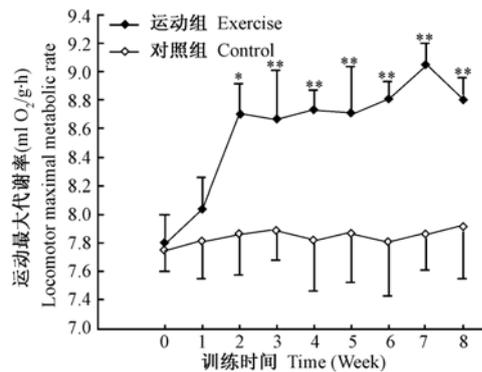


图6 运动训练对大绒鼠运动最大代谢率的影响

Fig. 6 Effects of forced exercise training of locomotor maximal metabolic rate in *Eothenomys miletus*

Mean ± SE, n = 8

与对照组比较 Versus control, * P < 0.05, ** P < 0.01。

2.3 身体组成 运动训练8周后, 运动组和对照组胴体湿重差异显著 ($t = 2.36, P < 0.05$), 体水差异显著 ($t = 1.56, P < 0.05$) (表1)。运动训练8周后, 运动组和对照组大绒鼠的肝重量差异显著 ($t = 1.251, P < 0.05$), 小肠重量差异显著 ($t = 2.033, P < 0.05$) (表2)。

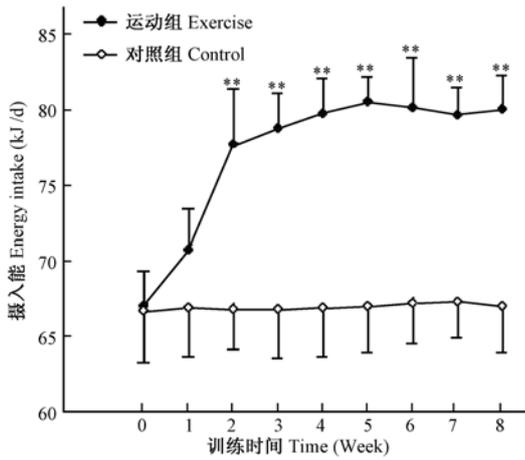


图7 运动训练对大绒鼠摄入能的影响

Fig. 7 Effects of forced exercise training of energy intake in *Eothenomys miletus*

Mean ± SE, n = 8

与对照组比较 Versus control, ***P < 0.01。

表1 运动训练对大绒鼠胴体和体水重量的影响(n = 8)

Table 1 Effects of forced exercise training on carcass mass and body water content in *Eothenomys miletus*

	对照组 Control	运动组 Exercise	P 值 P value
体重 Body mass (g)	46.70 ± 5.52	43.22 ± 4.58	ns
胴体湿重 (g)	36.17 ± 5.13	31.77 ± 2.98	<0.05
胴体干重 (g)	14.27 ± 0.92	13.84 ± 0.68	ns
体水 (g)	19.91 ± 4.85	17.93 ± 2.56	<0.05

ns: 差异不显著。ns: No significant.

表2 运动训练对大绒鼠器官重量的影响(n = 8)

Table 2 Effects of forced exercise training on organ mass in *Eothenomys miletus*

	对照组 Control	运动组 Exercise	P 值 P value
心 Heart (g)	0.268 ± 0.017	0.265 ± 0.014	ns
肺 Lungs (g)	0.319 ± 0.042	0.284 ± 0.038	ns
肝 Liver (g)	1.727 ± 0.166	2.213 ± 0.418	<0.05
肾 Kidney (g)	0.190 ± 0.011	0.202 ± 0.014	ns
脾 Spleen (g)	0.021 ± 0.004	0.020 ± 0.003	ns
胃 Stomch (g)	0.434 ± 0.034	0.454 ± 0.042	ns
小肠 (g)	0.684 ± 0.063	0.812 ± 0.073	<0.05
盲肠 Cecum (g)	0.441 ± 0.046	0.434 ± 0.039	ns
大肠 (g)	0.406 ± 0.035	0.393 ± 0.041	ns

ns: 差异不显著。ns: No significant.

3 讨论

3.1 体重、体脂和血清瘦素 动物体重的稳定取决于能量摄入和能量消耗之间的平衡。在运动的过程中,动物可以通过增加能量摄入来补偿由于运动导致的能量消耗增加,从而维持体重的稳定^[28],也有可能是摄食虽增加但不足以弥补能量消耗的增加导致体重下降^[29]。长时间高强度的运动可以促进动物的新陈代谢^[30],使运动期间和运动后一段时间内的能量消耗增加^[31]。这样,运动训练期间动物应该增加能量摄入和(或)降低静止状态下的能量消耗^[2],以维持能量的平衡,否则体重就会下降。本实验研究表明,野生大绒鼠经8周强迫运动训练后,体重没有显著变化,说明其可能依靠增加能量摄入来维持能量平衡。这一结果与运动训练条件下布氏田鼠(*Microtus brandti*)的结果相似^[1],但不同于长爪沙鼠(*Meriones guiculatus*)^[18-19]和其他啮齿动物,如长期转轮运动并未改变大鼠的体重和能量摄入水平^[32];长期的踏车运动训练对雄性大鼠的体重、体脂和食物摄入都无显著的影响^[33];经6周转轮运动训练的大鼠也没有增加食物摄入,但体重比对照组下降了33%^[2]。

血清瘦素水平与脂肪含量具有高度相关性^[34]。一些研究表明,运动引起的瘦素水平降低与身体脂肪减少有关^[35]。在能量平衡稳定状态下,瘦素含量是体脂含量的一个很好的指示指标,但在非稳定状态下,瘦素可能不再是体脂含量的可靠指标^[36]。本研究结果表明,对照组大绒鼠的血清瘦素与体脂含量具有明显的相关性,但运动组大绒鼠并未发现这种相关性。这可能是由于,瘦素作为能量摄入和能量消耗之间差异的调节信号,长时间耐力训练后,负能量平衡状态可能触发了抑制脂肪组织 *ob* 基因表达和分泌的途径^[1]。关于这一结果的机制仍需进一步研究。长期强迫运动可以使布氏田鼠的血清瘦素含量下降^[1],这与本研究的结果一致。

3.2 能量代谢 能量代谢水平对一个物种的分布、丰富度、繁殖成功和适合度等起重要的决

定作用^[37]。金黄仓鼠在运动训练条件下每日摄食量增加了40%^[5]；大鼠经32 d的转轮运动后,体重没有变化,食物摄入量增加了13%^[38]。在优秀的运动员中也发现,经历8个月耐力训练后,能量摄入明显增加,但体重无变化^[39]。也有研究发现,转轮运动对摄食量没有影响^[4]。本实验结果表明,长期强迫运动导致大绒鼠能量摄入增加,这可能与其在长期运动训练过程中代谢率增加有关。在运动训练8周后,大绒鼠的静止代谢率较对照组增加了29.9%；运动最大代谢率较对照组增加了10.7%。大绒鼠只有通过增加能量摄入来弥补过多的能量消耗,从而维持体重的平衡。此外,经过长期强迫运动,大绒鼠的运动最大代谢率增加幅度较低,这可能与其运动能力有限有关。

3.3 身体组成 运动会影响动物的体重、胴体重和内脏器官重量,但不一定影响动物的身体组成。自愿转轮运动增加了金黄仓鼠的体重、体水、体脂和内脏器官的绝对重量,但体水、体脂和内脏器官的相对重量没有变化,即自愿转轮运动未改变其身体组成^[5]。在本研究中,8周运动训练降低了大绒鼠的体水重量,增加了肝重量,这可能与其在运动训练条件下基础代谢率的增加有关,运动训练改变了其身体组成。

消化道是动物消化和吸收的器官,也是身体的重要组成部分。其形态结构直接影响动物对能量和营养的获取效率,消化道形态的改变在动物适应能量消耗增加等方面占有重要地位^[40]。在本研究中,8周的运动增加了大绒鼠的小肠重量。这与大绒鼠能量摄入的增加一致,可以满足运动对增加摄食量的需求。这与长爪沙鼠在转轮运动条件下的结果相似^[18-19]。

综上所述,在强迫运动训练期间大绒鼠主要通过动员储存的脂肪并增加代谢率和食物摄入的方式来维持自身的体重及能量平衡。长期运动改变了大绒鼠的身体组成,主要表现在肝和小肠重量的增加及体水的减少。长期运动训练降低大绒鼠的血清瘦素水平,瘦素在长期强迫运动过程中对身体脂肪含量的变化具有调节作用。

参 考 文 献

- [1] 李玉莲, 战新梅, 刘秀珍, 等. 长期强迫运动对布氏田鼠体重和血清瘦素浓度的影响. 兽类学报, 2008, 28(2): 151-156.
- [2] Levin B E, Dunn-Meynell A A. Chronic exercise lowers the defended body weight gain and adiposity in diet-induced obese rats. Am J Physiol Regul Integr Comp Physiol, 2004, 286(4): R771-R778.
- [3] Kawaguchi M, Scott K A, Moran T H, et al. Dorsomedial hypothalamic corticotropin-releasing factor mediation of exercise-induced anorexia. Am J Physiol Regul Integr Comp Physiol, 2005, 288(6): 1800-1805.
- [4] Kimura M, Tateishi N, Shiota T, et al. Long-term exercise down-regulates leptin receptor mRNA in the arcuate nucleus. Neuroreport, 2004, 15(4): 713-716.
- [5] Gattermann R, Weinandy R, Fritzsche P. Running-wheel activity and body composition in golden hamsters (*Mesocricetus auratus*). Physiol Behav, 2004, 82(2/3): 541-544.
- [6] 胡振东, 姚雪, 王德华. 自愿转轮运动对长爪沙鼠身体组成的影响. 动物学杂志, 2007, 42(5): 1-7.
- [7] Miyasaka K, Ichikawa M, Kawanami T, et al. Physical activity prevented age-related decline in energy metabolism in genetically obese and diabetic rats, but not in control rats. Mech Ageing Dev, 2003, 124(2): 183-190.
- [8] Allen D L, Harrison B C, Maass A, et al. Cardiac and skeletal muscle adaptations to voluntary wheel running in the mouse. J Appl Physiol, 2001, 90(5): 1900-1908.
- [9] Momken I, Lechêne P, Ventura-Clapier R, et al. Voluntary physical activity alterations in endothelial nitric oxide synthase knockout mice. Am J Physiol Heart Circ Physiol, 2004, 287(2): H914-H920.
- [10] Perrin M R, Richardson E J. Metabolic rate, maximum metabolism, and advantages of torpor in the fat mouse *Steatomys pratensis natalensis* Roberts, 1921 (Dendromurinae). Journal of Thermal Biology, 2005, 30(8): 603-610.
- [11] Chappell M A, Hammond K A. Maximal aerobic performance of deer mice in combined cold and exercise challenges. J Comp Physiol B, 2004, 174(1): 41-48.
- [12] Silva J E. Thermogenic mechanisms and their hormonal regulation. Physiol Rev, 2006, 86(2): 435-464.
- [13] Zhang Y Y, Proenca R, Maffei M, et al. Positional cloning of the mouse obese gene and its human homologue. Nature, 1994, 372(6505): 425-432.
- [14] Friedman J M, Halaas J L. Leptin and the regulation of

- body weight in mammals. *Nature*, 1998, 395 (6704): 763 - 770.
- [15] Bates S H, Myers M G. The role of leptin-STAT3 signaling in neuroendocrine function: an integrative perspective. *J Mol Med*, 2004, 82(1): 12 - 20.
- [16] Barb C R, Hausman G J, Houseknecht K L. Biology of leptin in the pig. *Domest Anim Endocrinol*, 2001, 21 (4): 297 - 317.
- [17] Barb C R, Kraeling R R. Role of leptin in the regulation of gonadotropin secretion in farm animals. *Anim Reprod Sci*, 2004, 82 - 83: 155 - 167.
- [18] 胡振东, 王德华. 自愿转轮运动条件下雌性长爪沙鼠的体重、能量代谢和血清瘦素含量的变化. *中国运动医学杂志*, 2007, 26(5): 605 - 608.
- [19] 胡振东, 王德华. 自愿转轮运动对雄性长爪沙鼠体重和能量代谢的影响. *兽类学报*, 2007, 27(2): 123 - 129.
- [20] 郑少华. 川黔地区第四纪啮齿动物化石. 北京: 科学出版社, 1993.
- [21] 朱万龙, 杨永宏, 贾婷, 等. 横断山两种小型哺乳动物的蒸发失水与体温调节. *兽类学报*, 2008, 28(1): 65 - 74.
- [22] 王政昆, 孙儒泳, 李庆芬, 等. 中缅树鼩静止代谢率的研究. *北京师范大学学报: 自然科学版*, 1994, 30(3): 408 - 414.
- [23] Hill R W. Determination of oxygen consumption by use of the paramagnetic oxygen analyzer. *J Appl Physiol*, 1972, 33(2): 261 - 263.
- [24] 朱万龙, 贾婷, 李宗翰, 等. 冷驯化条件下大绒鼠的产热和能量代谢特征. *动物学报*, 2008, 54(4): 590 - 601.
- [25] Rezende E L, Chappell M A, Gomes F R, et al. Maximal metabolic rates during voluntary exercise, forced exercise, and cold exposure in house mice selectively bred for high wheel-running. *Journal of Experimental Biology*, 2005, 208(12): 2447 - 2458.
- [26] Rosenmann M, Morrison P. Maximum oxygen consumption and heat loss facilitation in small homeotherms by He-O₂. *Am J Physiol*, 1974, 226(3): 490 - 495.
- [27] Li X S, Wang D H. Regulation of body weight and thermogenesis in seasonally acclimatized Brandt's voles (*Microtus brandti*). *Horm Behav*, 2005, 48(3): 321 - 328.
- [28] Bartness T J, Wade G N. Body weight, food intake and energy regulation in exercising and melatonin-treated Siberian hamsters. *Physiol Behav*, 1985, 35(5): 805 - 808.
- [29] Coutinho A E, Fediuc S, Campbell J E, et al. Metabolic effects of voluntary wheel running in young and old Syrian golden hamsters. *Physiol Behav*, 2006, 87(2): 360 - 367.
- [30] Simsch C, Lormes W, Petersen K G, et al. Training intensity influences leptin and thyroid hormones in highly trained rowers. *Int J Sports Med*, 2002, 23(6): 422 - 427.
- [31] Richard D, Rivest S. The role of exercise in thermogenesis and energy balance. *Can J Physiol Pharmacol*, 1989, 67(4): 402 - 409.
- [32] Miyasaka K, Ichikawa M, Kawanami T, et al. Physical activity prevented age-related decline in energy metabolism in genetically obese and diabetic rats, but not in control rats. *Mech Ageing Dev*, 2003, 124(2): 183 - 190.
- [33] Narath E, Skalicky M, Viidik A. Voluntary and forced exercise influence the survival and body composition of ageing male rats differently. *Exp Gerontol*, 2001, 36(10): 1699 - 1711.
- [34] Fridman J M. The function of leptin in nutrition, weight, and physiology. *Nutr Rev*, 2002, 60(10): S1 - S14.
- [35] Pérusse L, Gollier C, Gagnon J, et al. Acute and chronic effects of exercise on leptin levels in humans. *J Appl Physiol*, 1997, 83(1): 5 - 10.
- [36] Hickey M S, Calsbeek D J. Plasma leptin and exercise: recent findings. *Sports Med*, 2001, 31(8): 583 - 589.
- [37] Bozinovic F. Scaling of basal and maximum metabolic rate in rodents and the aerobic capacity model for the evolution of endothermy. *Physiol Zool*, 1992, 65(5): 921 - 932.
- [38] Afonso V M, Eikelboom R. Relationship between wheel running, feeding, drinking, and body weight in male rats. *Physiol Behav*, 2003, 80(1): 19 - 26.
- [39] Desgorces F D, Chennaoui M, Gomez-Merino D, et al. Leptin response to acute prolonged exercise after training in rowers. *Eur J Appl Physiol*, 2004, 91(5/6): 677 - 681.
- [40] Derting T L, Bogue E B. Responses of the gut to moderate energy demands in a small herbivore (*Microtus pennsylvanicus*). *J Mamm*, 1993, 74(1): 59 - 68.