

Diversidade e estrutura comunitária da vegetação em regeneração natural em uma área de lixão desativado

Diversity and community structure of vegetation in natural regeneration in an area of dump off

João Carlos Ferreira de Melo Júnior¹

Maick Wilian Amorim¹

Alan Luiz Severino¹

Therezinha Maria Novaes de Oliveira¹

Virgínia Grace Barros²²

Universidade da Região de Joinville – Departamento de Ciências Biológicas

Rua Paulo Malschitzki, 10 – Campus Universitário

CEP 89219-710 – Joinville – SC

Autor para correspondência: jcmelo_wood@hotmail.com

RESUMO

Com o intuito de conhecer a dinâmica de regeneração de uma região degradada em que houve historicamente o acúmulo de resíduos sólidos, este estudo mostra os resultados florísticos e estruturais de uma área de lixão desativado. O levantamento da flora foi efetuado pelo método de caminhar expedito, e a estrutura da vegetação foi determinada por meio do método de parcelas. Realizaram-se análises da qualidade da água e de metais pesados no solo. Encontraram-se 109 espécies, organizadas em 74 gêneros e 32 famílias, com predomínio de plantas de hábito herbáceo e subarborescente. As famílias com maior número de espécies foram: Asteraceae (16), Poaceae (11) e Solanaceae (10). As espécies com maior valor de cobertura são tipicamente caracterizadas como plantas ruderais e infestantes, próprias de ambientes perturbados. A análise química do solo mostrou a presença de metais pesados em níveis baixos e aceitáveis para solos brasileiros. Dessa forma, sugere-se que a possível alteração na estrutura do solo, tornando-o pouco profundo, compactado, nutricionalmente deficitário e tóxico, pode limitar a regeneração natural da vegetação à formação herbácea, mesmo numa escala de tempo favorável ao surgimento de plantas de outros hábitos ocorrentes na formação florestal do entorno.

Palavras-chave: Florística; fitossociologia; distúrbio antrópico; aterro sanitário.

ABSTRACT

Aiming to understand the dynamics of regeneration of a degraded area where historically there was the accumulation of solid waste, this study shows the floristic and structural results of an area of a disabled dump. The flora survey was conducted by the method of rapid strolling and the vegetation structure was determined by the plot method. Analysis of the quality of water and heavy metals in the soil were performed. A total of 109 species, arranged in 74 genera and 32 families, with a predominance of herbaceous and sub-shrubby habit, was found. The families with the highest number of species were Asteraceae (16), Poaceae (11) and Solanaceae (10). The species that covered the area in higher intensity are typically characterized as ruderal and weed, distinctive of disturbed environments. The soil chemical analysis showed the presence of heavy metals in low and acceptable levels for Brazilian soils. Thus, it is suggested that the possible change in soil structure, making it shallow, compacted, nutritionally deficient and toxic, may limit the natural regeneration of vegetation to herbaceous formation, even in a favorable time scale to the emergence of plants of other habits occurring in the forest formation of the surroundings.

Keywords: Floristic; fitossociology; anthropic disturbance; landfill.

Recebido: 21 out. 2014

Aceito: 1.º dez. 2014

¹ Universidade da Região de Joinville (Univille), Joinville, SC, Brasil.

²² Universidade do Estado de Santa Catarina (Udesc), Florianópolis, SC, Brasil.

INTRODUÇÃO

A história das civilizações está atrelada às formas de uso e ocupação do solo (BORGES, 2002). Várias atividades antrópicas vêm criando problemas ambientais, entre as quais se destacam: a urbanização desordenada, a agricultura, a pecuária, a construção de barragens visando à geração de hidroeletricidade, o uso não controlado de água subterrânea (FARIAS, 2002), assim como a destinação de resíduos domiciliares, industriais, da construção civil e de serviços de saúde.

As necessidades da sociedade humana inserida na mata atlântica exercem grande pressão sobre os recursos naturais disponíveis, tendo como consequência imediata o desmatamento (CHEDIACK; BAQUEIRO, 2005). A perda de áreas florestadas está historicamente relacionada à forma de ocupação territorial e ao modo de produção estabelecidos no Brasil rural desde o início do período colonial (YOUNG, 2006).

O modelo atual de desenvolvimento está alicerçado na produção e no consumo de bens materiais (MAZOYER; ROUDART, 2009). Com isso, a industrialização crescente e o consumo de bens de curta duração e descartáveis fizeram aumentar o volume de resíduos sólidos gerado pelas atividades humanas (BERVIQUE, 2008). A produção de lixo tem sido inevitável. Com as atividades humanas são gerados resíduos sólidos como parte do processo produtivo, bem como quando termina o tempo de vida dos produtos (CALDERONI, 2003).

De forma geral, na maioria dos municípios brasileiros de pequeno porte o lixo doméstico tem sido depositado em locais mais afastados e sem maiores cuidados sanitários (JUNKES, 2002). A deposição de resíduos sólidos a céu aberto é um grave problema atual, responsável pela degradação sanitária e ambiental de grandes extensões de solo (SISINNO; MOREIRA, 1996). Os dejetos colocados em tais aterros são provenientes de diferentes fontes, desde aquelas com baixa periculosidade (lixo domiciliar e comercial) até dejetos altamente poluentes (lixo hospitalar e industrial). Estes últimos podem liberar uma infinidade de substâncias orgânicas e inorgânicas, que consequentemente são lixiviadas e, em alguns casos, inviabilizam a qualidade e o uso das águas subterrâneas (IWAI, 2012).

Áreas inadequadas de disposição de resíduos, mesmo desativadas durante longo tempo, têm seu uso comprometido, e diversos materiais tóxicos podem ser bioacumulados pela vegetação, tornando o local impróprio para a agricultura ou a urbanização (SISINNO, 2002; MATOS *et al.*, 2011).

Assim, a desativação dessas áreas dá espaço à regeneração da vegetação, representada pelo processo em que a cobertura vegetal de uma área sofre renovação (LIMA FILHO *et al.*, 2002; MARANGON *et al.*, 2008). A regeneração natural depende das características de cada espécie e da sua capacidade de se aclimatar em condições edáficas alteradas por contaminantes e substâncias limitantes ao desenvolvimento das plantas. O substrato muitas vezes é o fator limitante de maior grandeza em processos de regeneração, pois a penetração das raízes no solo está diretamente relacionada ao desenvolvimento das plantas, e o nível de matéria orgânica é significativo para o equilíbrio do sistema (LETEY, 1985; TORMENA *et al.*, 2002; NASCIMENTO *et al.*, 2003; FARIA; CHADA, 2011).

Ao longo do tempo de regeneração a vegetação passa por diferentes estádios sucessionais, cuja etapa inicial se caracteriza pelo estabelecimento das plantas pioneiras (CARNEIRO; IRGANG, 1999). Plantas pioneiras evoluíram simultaneamente com a perturbação de áreas de vegetação nativa (ZIMDAHL, 1993). Nessa sequência de eventos há uma gradativa substituição de espécies à medida que o ambiente propicia o seu recrutamento para classe de tamanho imediatamente superior (GARCIA, 2009). Em ambientes perturbados, como é o caso das áreas de antigos lixões, ocorre o estabelecimento de espécies vegetais consideradas daninhas ou invasoras, as quais são dotadas de atributos ecofisiológicos que lhes permitem sobreviver nesses locais (CARNEIRO; IRGANG, 1999). Entre tais atributos podem ser citados a estratégia de crescimento populacional *r*, o alto potencial germinativo e viabilidade das sementes, o ciclo de vida curto com elevada produção de diásporos de dispersão, a eficaz alocação de água e nutrientes e a produção de estruturas de defesa contra a herbivoria (LORENZI, 1991).

Dos vários estudos realizados que avaliam os impactos ambientais provocados pelas áreas de disposição de resíduos (SISINNO; MOREIRA, 1996; SOUZA *et al.*, 2002; SANTOS FILHO *et al.*, 2003; COSTA *et al.*, 2003; BAHIA *et al.*, 2004), tem-se sinalizado que as desativações dessas áreas resultam em locais altamente degradados e que necessitam da elaboração de um plano de recuperação, além de monitoramento a longo prazo para avaliar a sua evolução (BELI *et al.*, 2005).

Com base nesse contexto, o presente estudo teve como objetivo caracterizar a flora e a estrutura comunitária de vegetação que se desenvolve sobre uma área de antigo lixão desativado há dez anos.

MATERIAL E MÉTODOS

A área de estudo compreende um antigo lixão localizado em um pequeno município litorâneo do sul do Brasil. O clima da região é classificado como mesotérmico (Cfa – com verões quentes e sem estação seca definida). A temperatura média anual é de 21,3°C, e o índice pluviométrico é de 2.372 mm anuais (EPAGRI, 2014). O aterro é caracterizado pela falta de tratamento prévio da área para a deposição de resíduos e pela inadequação do seu uso, por receber, além de resíduos domésticos, materiais de origem industrial e hospitalar sem triagem. Esse lixão possui área equivalente a 40.000 m² e encontra-se desativado há pelo menos uma década (figura 1). O entorno é ocupado por áreas de pastagem para bovinos e fragmentos florestais de vegetação atlântica nativa sobre solo arenoso, cortados por pequenos cursos de água fluvial.



Figura 1 – Vista parcial do lixão desativado, evidenciando vegetação predominantemente herbácea após 10 anos de desativação da área.

Realizou-se o levantamento qualitativo da flora por meio do método *wide patrolling* (FILGUEIRAS *et al.*, 1994; RATTER *et al.*, 2003). O critério de inclusão foi baseado na ocorrência de vegetais vasculares. Processou-se o material botânico coletado de acordo com as técnicas usuais de coleta, preparação e herborização descritas por Fidalgo e Bononi (1989) e pelo IBGE (2012). Efetuou-se a identificação taxonômica por meio de morfologia comparada, bibliografia especializada e análise de exsicatas depositadas no Herbário JOI. A organização sistemática das espécies fanerogâmicas levantadas foi baseada na classificação APG III (2009). As exsicatas produzidas foram depositadas como material testemunho no Herbário JOI, do Departamento de Ciências Biológicas da Universidade da Região de Joinville (Univille). Verificou-se a validade dos nomes das espécies na Lista de Espécies da Flora do Brasil (2014), sendo adotadas as abreviaturas dos nomes dos autores sugeridas por Brummitt e Powell (1992). A caracterização das formas de vida das espécies vegetais levantadas seguiu a terminologia de Raunkiaer e Muller-Dombois (IBGE, 2012).

Para avaliar a estrutura da vegetação empregou-se o método de parcelas de 1 m² (MUNHOZ; ARAÚJO, 2011). Alocaram-se uniformemente 150 parcelas equidistantes 1 m entre si ao longo de 10 transectos dispostos ao longo do maior eixo do terreno e distantes 10 m entre si. Estimou-se a cobertura das espécies em campo utilizando-se a escala de Causton (1988). Adotaram-se como parâmetros fitossociológicos as frequências absoluta e relativa, as coberturas absoluta e relativa e o valor de importância (MUELLER-DOMBOIS; ELLENBERG, 1974).

Determinou-se o perfil da vegetação conforme a metodologia convencional descrita em Felfili *et al.* (2011). Fez-se uma caracterização geral da flora do entorno por meio da identificação das espécies lenhosas dominantes na região, com base em estudos fitossociológicos realizados em outras localidades do município onde está localizado o aterro. O conceito de espécie dominante segue o postulado por Magurran (2013).

Efetuarão-se coletas para realização das análises químicas e isotópicas da água. A figura 2 apresenta todos os pontos de coleta de água subterrânea (PM de 1 a 4) e águas superficiais, sendo: RAM = Rio área a montante e RAJ = Rio área a jusante da área de disposição inadequada de resíduos. As análises feitas em campo com sonda multiparamétrica Aquaread 2000, devidamente calibrada anteriormente à saída, foram: oxigênio dissolvido, potencial hidrogeniônico (pH), potencial de oxidorredução (ORP), temperatura (T), condutividade elétrica (CE), sólidos dissolvidos totais (SDT), salinidade (Sal), nitratos (NO_3). As demais análises, tanto de água quanto de solo, seguiram as metodologias descritas na literatura (APHA, 1992).

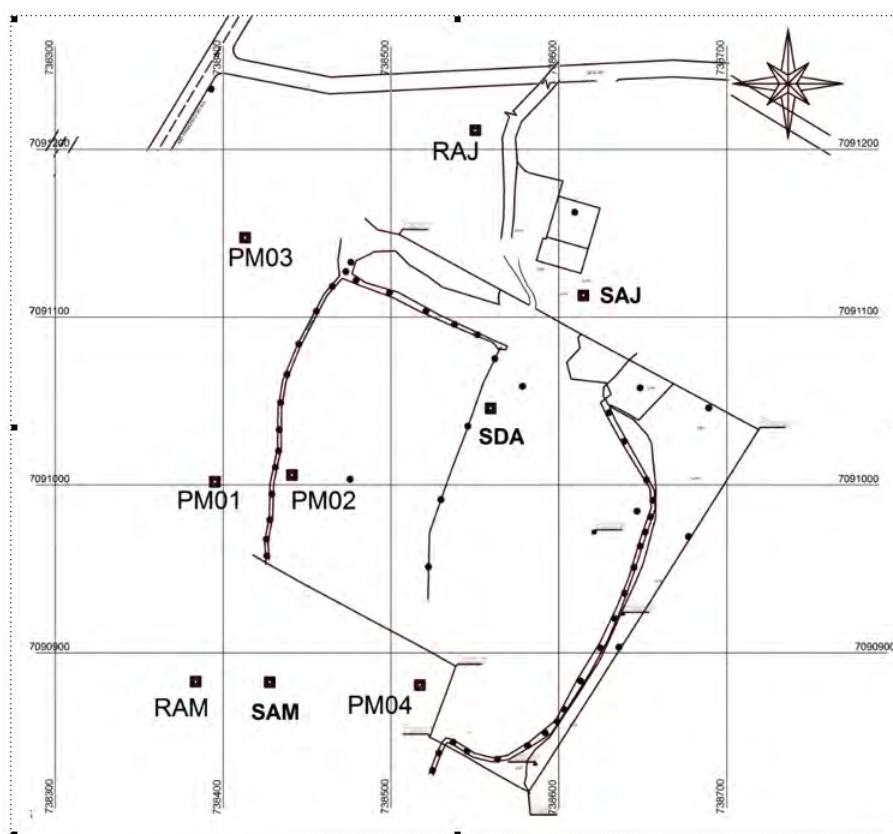


Figura 2 – Pontos de coleta de água subterrânea (PM de 1 a 4), águas superficiais (RAM = área a montante e RAJ = área a jusante da área de disposição inadequada de resíduos) e solo (SAM = a montante, SDA = dentro da área e SAJ = a jusante) na área do lixão desativado.

Em laboratório as análises executadas foram: demanda bioquímica de oxigênio ($\text{DBO}_5^{20^\circ\text{C}}$), demanda química de oxigênio (DQO), fósforo total (Pt), nitratos (NO_3), nitritos (NO_2), nitrogênio amoniacal (NH_3), cádmio (Cd), chumbo (Pb), cromo (Cr), ferro (Fe), zinco (Zn). As análises isotópicas foram feitas na Itália, Laboratório ISO4, para os isótopos da molécula de água, $\delta^{18}\text{O}$ e $\delta^2\text{H}$, e $\delta^{13}\text{C}$ para o carbono inorgânico dissolvido na água ($\delta^{13}\text{C}$ CID). Na figura 2 não é possível visualizar o contorno dos rios, visto que estavam fora da área do levantamento planialtimétrico.

Realizaram-se também três amostragens de solo na região do antigo lixão: uma a montante da área, outra dentro da área e uma terceira a jusante, quando foram analisados cinco parâmetros – pH e os metais chumbo, cobre, ferro e níquel. Esses metais são normalmente encontrados em lixões, dada a composição dos resíduos urbanos, tais como pilhas, baterias, embalagens metálicas, entre outros.

RESULTADOS E DISCUSSÃO

Registrou-se na área do antigo lixão desativado um total de 109 espécies, distribuídas em 74 gêneros e 32 famílias. Destas, 89 espécies são eudicotiledôneas, 19 são monocotiledôneas e uma é monilófita. Ainda desse total, 89 espécies são reconhecidas como nativas da flora brasileira e 20 são

consideradas exóticas naturalizadas, conforme a Lista de Espécies da Flora do Brasil (2014). A tabela 1 apresenta a lista florística obtida para a área estudada.

Tabela 1 – Lista de espécies levantadas na área do lixão desativado.

Família/espécie	Autor	Forma de vida	Origem
Alismataceae			
<i>Sagittaria guyanensis</i>	Kunth	macrófita aquática	nativa
<i>Sagittaria montevidensis</i>	Cham. & Schlttdl.	macrófita aquática	nativa
Amaranthaceae			
<i>Alternanthera philoxeroides</i>	(Mart.) Griseb.	erva	nativa
<i>Amaranthus</i> sp.	(L.)	erva	nativa
<i>Gomphrena celosioides</i>	Mart.	subarbusto	nativa
Anacardiaceae			
<i>Schinus terebinthifolius</i>	Raddi	árvore	nativa
Araliaceae			
<i>Hydrocotyle</i> sp.	L.	erva	nativa
Asteraceae			
<i>Adenostemma brasilianum</i>	(Pers.) Cass.	erva	nativa
<i>Ageratum conyzoides</i>	L.	erva	nativa
<i>Baccharis crispa</i>	Spreng	subarbusto	nativa
<i>Baccharis dracunculifolia</i>	DC.	arbusto	nativa
<i>Chaptalia nutans</i>	(L) Pol.	erva	nativa
<i>Chaptalia</i> sp.	Vent.	erva	nativa
<i>Chromolaena laevigata</i>	(Lam.) R.M.King & H.Rob.	arbusto	nativa
<i>Chrysolaena cognata</i>	(Less.) Dematt	erva	nativa
<i>Elephantopus mollis</i>	Kunth	erva	nativa
<i>Emilia fosbergii</i>	Nicolson	erva	nativa
<i>Erechtites</i> sp.	Raf.	erva	nativa
<i>Erechtites valerianifolius</i>	(Wolf) DC.	erva	nativa
<i>Galinsoega quadridiata</i>	Ruiz & Pav.	erva	naturalizada
<i>Mikania cordifolia</i>	(L.f.) Willd.	erva	nativa
<i>Soliva sessilis</i>	Ruiz & Pav.	erva	nativa
<i>Sphagneticola trilobata</i>	(L.) Pruski	erva	nativa
Combretaceae			
<i>Terminalia catappa</i>	L.	árvore	naturalizada
Commelinaceae			
<i>Commelina diffusa</i>	Burm.f.	erva	nativa
Convolvulaceae			
<i>Ipomoea grandifolia</i>	(Drummer) O'Donnell	liana	nativa
<i>Ipomoea cairica</i>	(L.) Sweet	liana	nativa
Cyperaceae			
<i>Cyperus brevifolius</i>	(Rottb.) Endl. ex Hassk.	erva	nativa
<i>Cyperus distans</i>	L.	erva	nativa
<i>Cyperus lanceolatus</i>	Poir.	erva	nativa
<i>Cyperus luzulae</i>	(L.) Retz.	erva	nativa
<i>Cyperus rotundus</i>	L.	erva	nativa

Continua...

Continuação da tabela 1

<i>Eleocharis interstincta</i>	(Vahl) Roem. & Schult.	erva	nativa
<i>Eleocharis sellowiana</i>	Kunth	erva	nativa
<i>Fimbristylis autumnalis</i>	(L.) Roem. & Schult.	erva	nativa
<i>Kyllinga brevifolia</i>	Rottb.	erva	nativa
<i>Pycreus decumbens</i>	T.Koyama	erva	nativa
<i>Pycreus lanceolatus</i>	(Poir.) C.B.Clarke	erva	nativa
<i>Rhynchospora corymbosa</i>	(L.) Britton	erva	nativa
Euphorbiaceae			
<i>Chamaesyce hyssopifolia</i>	L.	erva	nativa
<i>Microstachys corniculata</i>	(Vahl) Griseb.	erva	nativa
<i>Ricinus communis</i>	L.	árvore	naturalizada
Fabaceae			
<i>Crotalaria lanceolata</i>	E.Mey	subarbusto	naturalizada
<i>Crotalaria spectabilis</i>	Röth	erva	naturalizada
<i>Desmodium barbatum</i>	(L.) Benth.	erva	nativa
<i>Desmodium incanum</i>	DC.	erva	naturalizada
<i>Mimosa bimucronata</i>	(DC.) Kuntze	árvore	nativa
<i>Mimosa pudica</i>	L.	subarbusto	nativa
<i>Senna obtusifolia</i>	(L.) H.S.Irwin & Barneby	subarbusto	nativa
Gleicheniaceae			
<i>Gleichenella pectinata</i>	(Willd.) Ching	erva	nativa
<i>Hypoxidaceae</i>	L.	erva	nativa
<i>Hypoxis decumbens</i>			
Lamiaceae			
<i>Leonotis nepetifolia</i>	(L.) R.Br.	erva	naturalizada
<i>Ocimum gratissimum</i>	L.	erva	naturalizada
<i>Stachys gilliesii</i>	Benth.	erva	nativa
Lythraceae			
<i>Cuphea calophylla</i>	Cham. & Schltdl.	erva	nativa
<i>Cuphea carthagenensis</i>	(Jacq.) J.Macbr.	erva	nativa
Malvaceae			
<i>Sida acuta</i>	Burm.f.	erva	nativa
<i>Sida cordifolia</i>	L.	erva	nativa
<i>Sida glaziovii</i>	K.Schum.	erva	nativa
<i>Sida planicaulis</i>	Cav.	erva	nativa
Melastomataceae			
<i>Bertolonia</i> sp.	Raddi	erva	nativa
<i>Clidemia hirta</i>	(L.) D.Don	arbusto	nativa
<i>Leandra purpurascens</i>	(DC.) Cogn.	arbusto	nativa
<i>Ossaea sanguinea</i>	Cogn.	árvore	nativa
<i>Tibouchina clavata</i>	(Pers.) Wurdack	arbusto	nativa
<i>Tibouchina gracilis</i>	(Bonpl.) Cogn.	erva	nativa
<i>Tibouchina granulosa</i>	(Desr.) Cogn.	árvore	nativa
<i>Tibouchina urvilleana</i>	(DC.) Cogn.	arbusto	nativa
Myrtaceae			
<i>Myrcia ilheosensis</i>	Kiaersk.	árvore	nativa

Continua...

Continuação da tabela 1

<i>Myrcia</i> sp.	DC.	árvore	nativa
<i>Psidium cattleianum</i>	Sabine	arbusto	nativa
<i>Psidium guajava</i>	L.	árvore	naturalizada
<i>Syzygium cumini</i>	(L.) Skeels	árvore	naturalizada
Oxalidaceae			
<i>Oxalis debilis</i>	Kurth	erva	nativa
Phyllanthaceae			
<i>Phyllanthus niruri</i>	L.	erva	nativa
<i>Phyllanthus tenellus</i>	Roxb.	erva	nativa
Plantaginaceae			
<i>Plantago major</i>	(L.)	erva	naturalizada
Poaceae			
<i>Axonopus compressus</i>	(Sw.) P.Beauv.	erva	nativa
<i>Axonopus</i> sp.	P. Beauv.	erva	nativa
<i>Brachiaria decumbens</i>	Stapf	erva	naturalizada
<i>Bromus catharticus</i>	Vahl	erva	nativa
<i>Cenchrus</i> sp.	L.	erva	naturalizada
<i>Digitaria</i> sp.	Haller	erva	nativa
<i>Eragrostis ciliaris</i>	(L.) R.Br.	erva	naturalizada
<i>Eragrostis maypurensis</i>	(Kunth) Steud.	erva	nativa
<i>Panicum repens</i>	L.	erva	naturalizada
<i>Paspalum notatum</i>	Flüggé	erva	nativa
<i>Poa annua</i>	L.	erva	naturalizada
Polygalaceae			
<i>Polygala paniculata</i>	L.	erva	nativa
Polygonaceae			
<i>Polygonum hydropiperoides</i>	Michx.	erva	nativa
Rosaceae			
<i>Rubus rosifolius</i>	Sm.	subarbusto	nativa
Rubiaceae			
<i>Diodella apiculata</i>	(Willd. ex Roem. & Schult.) Delprete	erva	nativa
<i>Diodella radula</i>	(Willd. ex Roem. & Schult.) Delprete	erva	nativa
<i>Diodella sarmentosa</i>	(Sw.) Bacigalupo & E. L. Cabral	erva	nativa
Rutaceae			
<i>Citrus</i> sp.	L.	arbusto	naturalizada
Sapindaceae			
<i>Paullinia trigonia</i>	Vell.	liana	nativa
Scrophulariaceae			
<i>Verbascum virgatum</i>	Stokes	arbusto	nativa
Solanaceae			
<i>Brugmansia suaveolens</i>	(Willd.) Bercht. & J.Presl	subarbusto	naturalizada
<i>Physalis angulata</i>	L.	arbusto	naturalizada
<i>Solanum americanum</i>	Mill.	erva	nativa
<i>Solanum atropurpureum</i>	Schrank	erva	nativa
<i>Solanum capsicoides</i>	All.	erva	nativa

Continua...

Continuação da tabela 1

<i>Solanum crinitum</i>	Lam	erva	nativa
<i>Solanum sisymbriifolium</i>	Lam.	erva	nativa
<i>Solanum</i> sp.	L.	subarbusto	nativa
<i>Solanum variabile</i>	Mart.	arbusto	nativa
<i>Solanum varium</i>	Dunal	árvore	nativa
Urticaceae			
<i>Urera baccifera</i>	(L.) Gaudich. ex Wedd.	subarbusto	nativa

As famílias mais representativas em número de espécies foram Asteraceae (16), Cyperaceae (12), Poaceae (11) e Solanaceae (10). De forma geral, as espécies identificadas possuem o hábito herbáceo e são consideradas na literatura especializada como plantas pioneiras, forrageiras e ruderais (GRIMMING, 1995; KISSMANN, 1997; KISSMANN; GROTH, 1999; KISSMANN; GROTH, 2000). Algumas ainda são tratadas como plantas infestantes em solos degradados e área de lavoura (PENCKOWSKI; ROCHA, 2006; MOREIRA; BRAGANÇA, 2011).

Asteraceae e Poaceae são geralmente as famílias que possuem maior número de espécies em ambientes antropizados, como demonstram os resultados semelhantes encontrados por Cervi *et al.* (1988), Gavilanes e D'Angieri Filho (1991), Mautone *et al.* (1990) e Pedrotti e Guarim Neto (1998). A presença de gramíneas, por um lado, contribui para recuperar a paisagem e, por outro, inibe o desenvolvimento de outras espécies vegetais (BELI *et al.*, 2005).

Solos degradados apresentam características típicas de desequilíbrio nutricional, como a queda da atividade biológica e dos níveis de matéria orgânica disponível. Além desses fatores, um solo degradado apresenta acidificação, salinização, perda de estrutura e diminuição da permeabilidade (BRAGAGNOLO *et al.*, 1997), o que impacta não só a composição de espécies, mas também a estrutura da comunidade vegetal instalada.

O levantamento fitossociológico registrou 56 espécies vegetais (tabela 2). As espécies *Paspalum notatum* (Poaceae), *Axonopus* sp. (Poaceae), *Sida planicaulis* (Malvaceae), *Paspalum* sp. (Poaceae), *Hydrocotyle* sp. (Araliaceae) e *Desmodium barbatum* (Fabaceae) representaram juntas cerca de 71% do valor de cobertura da vegetação amostrada pelas parcelas. Isso as caracteriza como as principais espécies estruturantes da comunidade. O caráter ecológico pioneiro e a arquitetura herbácea dessas espécies corroboram os dados gerais da flora, indicando que a vegetação da área se mostra altamente impactada e degradada, ao passo que em condições naturais ocorre gradual instalação de espécies de outros hábitos e com outros requerimentos ecológicos ao longo de uma série temporal (CARDOSO *et al.*, 2009; SILVA *et al.*, 2010).

Tabela 2 – Espécies amostradas na área do lixão desativado, em ordem decrescente de IVC. Legenda: número de parcelas de ocorrência dos indivíduos (Npi), frequência absoluta (FAi), frequência relativa (FRi), cobertura absoluta (CAi), cobertura relativa (CRi) e valor de importância (VI).

Espécie	Npi	FAi	FRi	CAi	CRi	VI
<i>Paspalum notatum</i> Flügge	71	71	7,59	32,99	10,22	17,80
<i>Axonopus</i> sp.	65	65	6,94	23,31	7,22	14,16
<i>Sida planicaulis</i> Cav.	41	41	4,38	25,12	7,78	12,16
<i>Paspalum</i> sp.	62	62	6,62	11,81	3,66	10,28
<i>Hydrocotyle</i> sp.	66	66	7,05	6,02	1,87	8,92
<i>Desmodium barbatum</i> (L.) Benth.	66	66	7,05	2,73	0,84	7,90
<i>Hypoxis decumbens</i> L.	52	52	5,56	4,38	1,35	6,91
<i>Cyperus rotundus</i> L.	53	53	5,66	2,92	0,91	6,57
<i>Solanum capsicoides</i> All.	6	6	0,64	18,33	5,68	6,32
<i>Bertolonia</i> sp.	1	1	0,11	20,00	6,19	6,30
<i>Sida cordifolia</i> L.	5	5	0,53	17,50	5,42	5,95
<i>Cyperus lanceolatus</i> Poir.	45	45	4,81	2,50	0,77	5,58
<i>Clidemia hirta</i> (L.) D.Don	10	10	1,07	13,06	4,04	5,11
<i>Tibouchina gracilis</i> (Bonpl.) Cogn.	35	35	3,74	2,71	0,84	4,58

Continua...

Continuação da tabela 2

<i>Cenchrus</i> sp.	35	35	3,74	2,50	0,77	4,51
<i>Centella asiatica</i> (L.) Urb.	29	29	3,10	3,53	1,09	4,19
<i>Sida acuta</i> Burm.f.	9	9	0,96	10,00	3,10	4,06
<i>Mimosa pudica</i> L.	25	25	2,67	3,80	1,18	3,85
<i>Cuphea calophylla</i> Cham. & Schltl	26	26	2,78	3,08	0,95	3,73
<i>Bromus catharticus</i> Vahl	1	1	0,11	11,25	3,48	3,59
<i>Diodella radula</i> (Willd. ex Roem. & Schult.) Delprete	23	23	2,46	2,83	0,88	3,33
<i>Tibouchina clavata</i> (Pers.) Wurdack	11	11	1,18	6,82	2,11	3,29
<i>Desmodium incanum</i> (Sw.) DC.	20	20	2,14	2,88	0,89	3,03
<i>Commelina diffusa</i> Burm.f.	11	11	1,18	5,45	1,69	2,86
<i>Cyperus distans</i> L.	19	19	2,03	2,50	0,77	2,80
<i>Cyperus mundtii</i> (Nees) Kunth	17	17	1,82	2,50	0,77	2,59
<i>Sida glaziovii</i> K.Schum.	14	14	1,50	3,04	0,94	2,44
<i>Erechtites valerianifolius</i> (Wolf) DC.	9	9	0,96	4,44	1,38	2,34
<i>Diodella apiculata</i> (Willd. ex Roem. & Schult.) Delprete	10	10	1,07	4,00	1,24	2,31
<i>Panicum repens</i> L.	11	11	1,18	3,18	0,99	2,16
<i>Chaptalia</i> sp.	10	10	1,07	2,50	0,77	1,84
<i>Plantago major</i> L.	6	6	0,64	3,75	1,16	1,80
<i>Eleocharis sellowiana</i> Kunth	5	5	0,53	4,00	1,24	1,77
<i>Polygala paniculata</i> L.	8	8	0,85	2,50	0,77	1,63
<i>Axonopus compressus</i> (Sw.) P.Beauv.	7	7	0,75	2,50	0,77	1,52
<i>Rhynchospora corymbosa</i> (L.) Britton	7	7	0,75	2,50	0,77	1,52
<i>Ageratum conyzoides</i> L.	6	6	0,64	2,50	0,77	1,42
<i>Urochloa decumbens</i> (Stapf) R.D.Webster	5	5	0,53	2,50	0,77	1,31
<i>Erechtites</i> sp.	5	5	0,53	2,50	0,77	1,31
<i>Eragrostis maypurensis</i> (Kunth) Steud.	4	4	0,43	2,50	0,77	1,20
<i>Soliva sessilis</i> Ruiz & Pav.	4	4	0,43	2,50	0,77	1,20
<i>Cuphea carthagenensis</i> (Jacq.) J.Macbr.	2	2	0,21	2,50	0,77	0,99
<i>Kyllinga brevifolia</i> Rottb.	2	2	0,21	2,50	0,77	0,99
<i>Fimbristylis autumnalis</i> (L.) Roem. & Schult.	2	2	0,21	2,50	0,77	0,99
<i>Alternanthera philoxeroides</i> (Mart.) Griseb.	2	2	0,21	2,50	0,77	0,99
<i>Poa annua</i> L.	2	2	0,21	2,50	0,77	0,99
<i>Sphagneticola trilobata</i> (L.) Pruski	2	2	0,21	2,50	0,77	0,99
<i>Cyperus luzulae</i> (L.) Retz.	1	1	0,11	2,50	0,77	0,88
<i>Diodella sarmentosa</i> (Sw.) Bacigalupo & E.L.Cabral	1	1	0,11	2,50	0,77	0,88
<i>Ipomoea grandifolia</i> (Dammer) O'Donell	1	1	0,11	2,50	0,77	0,88
<i>Ocimum gratissimum</i> L.	1	1	0,11	2,50	0,77	0,88
<i>Ossaea sanguínea</i> Cogn.	1	1	0,11	2,50	0,77	0,88
<i>Paullinia trigonia</i> Vell.	1	1	0,11	2,50	0,77	0,88
<i>Phyllanthus tenellus</i> Roxb.	1	1	0,11	2,50	0,77	0,88
<i>Rubus rosifolius</i> Sm.	1	1	0,11	2,50	0,77	0,88
<i>Senna obtusifolia</i> (L.) H.S.Irwin & Barneby	1	1	0,11	2,50	0,77	0,88

O caráter pioneiro da vegetação também pode ser observado pelo perfil vegetacional que ilustra esquematicamente o aspecto geral da vegetação desenvolvida sobre a área do aterro sanitário, destacando-se as plantas herbáceas e raras subarborescentes (figura 3).

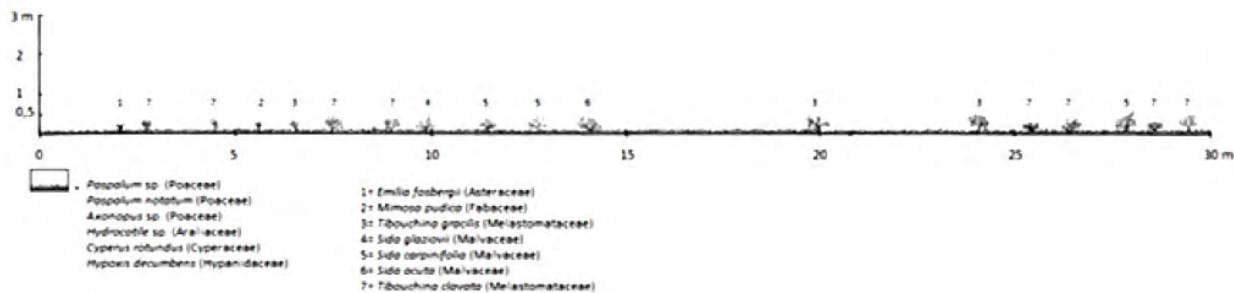


Figura 3 – Diagrama de perfil da vegetação (30 x 2 m) em sucessão sobre a área do lixão desativado.

Apesar de a área estudada estar desativada há 10 anos, os dados aqui apresentados sugerem que o não avanço da sucessão ecológica esteja relacionado às alterações no solo provocadas pela decomposição do lixo depositado. Como resultado da decomposição dos resíduos, mudanças importantes nas características físico-químicas dos solos são produzidas.

A análise química do solo de um aterro desativado havia nove anos no estado de São Paulo detectou a presença de compostos orgânicos semivoláteis e voláteis e metais pesados (antimônio, chumbo, cromo, cobre, níquel e zinco). A presença de tais compostos, tanto no solo como na água subterrânea, estava relacionada com a solubilização/lixiviação dos compostos e substâncias presentes no lixo preteritamente ali depositado (CETESB, 2001).

Um estudo realizado por Monteiro *et al.* (2001) constatou que, durante aproximadamente dez anos, a infiltração do chorume no solo contribuiu para a contaminação de uma área de lixão. Em função da proximidade de corpos hídricos e de lençóis freáticos superficiais, o fluxo de contaminantes sem barreiras tornou-se mais um agravante da degradação ambiental no local.

Assim, as áreas adjacentes aos lixões podem ser impactadas pela decomposição do lixo, o que acarreta prejuízos aos processos naturais dos ecossistemas. Zonas de entorno que preservam relictos da flora nativa local e que, por vezes, ainda não foram diretamente afetadas pelos danos provocados pelo aterro podem ser indicadoras da paisagem e da flora preteritamente existente.

A área de entorno do antigo lixão estudado (figura 4) é caracterizada como remanescente florestal em região de transição entre floresta alta de restinga e floresta de terras baixas. Nessa área, que não ocupa interinamente os limites do terreno do aterro sanitário, foram mapeadas 21 espécies com maior abundância visual (tabela 3). Tais espécies apresentam hábito arbóreo e ecologicamente assumem diferentes posições, desde pioneiras até árvores secundárias tardias e climáticas, como é o caso do olandi (*Calophyllum brasiliense* Cambess – Calophyllaceae). As famílias com maior número de espécies foram Lauraceae, Melastomataceae e Myrtaceae.



Figura 4 – Formação florestal do entorno do lixão desativado.

Tabela 3 – Lista de espécies mais comumente observadas nos remanescentes florestais de entorno do lixão desativado.

Família	Espécie	Autor	Forma de vida	Origem
Asteraceae	<i>Gochnatia polymorpha</i>	Kunth	árvore	nativa
Bignoniaceae	<i>Handroanthus</i> sp.	Mattos	árvore	nativa
Calophyllaceae	<i>Calophyllum brasiliense</i>	Cambess	árvore	nativa
Clusiaceae	<i>Clusia criuva</i>	Cambess	árvore	nativa
Fabaceae	<i>Andira fraxinifolia</i>	Benth.	árvore	nativa
Lauraceae	<i>Ocotea aciphylla</i>	(Nees & Mart.) Mez	árvore	nativa
Lauraceae	<i>Ocotea</i> sp.	Aubl.	árvore	nativa
Lauraceae	<i>Nectandra oppositifolia</i>	Nees	árvore	nativa
Melastomataceae	<i>Miconia chartacea</i>	Triana	árvore	nativa
Melastomataceae	<i>Tibouchina pulchra</i>	Cogn.	árvore	nativa
Melastomataceae	<i>Miconia pusilliflora</i>	(DC.) Naudin	arbusto	nativa
Meliaceae	<i>Guarea macrophylla</i>	Vahl	árvore	nativa
Meliaceae	<i>Trichilia hirta</i>	L.	árvore	nativa
Moraceae	<i>Ficus monckii</i>	Hassl.	árvore	nativa

A grande variação florística e estrutural, encontrada entre a flora sobre a região do aterro sanitário desativado e a área remanescente de entorno, possibilita inferir que a cobertura original do ambiente era igualmente florestal. Dessa maneira, sugere-se que o intervalo de tempo relativo à desativação do lixão, que cede espaço para ocorrerem os eventos sucessionais, seria condizente com o crescimento de espécimes predominantemente subarbusivas e arbustivas recrutadas ao longo dos 10 anos de sucessão na área. Um trabalho feito com a finalidade de entender a dinâmica da ciclagem de nutrientes ao longo de fases sucessionais de uma área de floresta atlântica de terras baixas no município de Paranaguá (PR) mostrou que as espécies *Pera glabrata* (Schott) Poepp. Ex Baill. (Peraceae), *Ternstroemia brasiliensis* Cambess. (Pentaptyllaceae) e *Ilex theezans* Mart. ex Reissek (Aquifoliaceae), de hábitos arbustivo e arbóreo, foram as plantas dominantes no desenvolvimento florestal em sua fase inicial transcorrida ao longo de 18 anos (PINTO; MARQUES, 2003). Dessa forma, espera-se que espécies dominantes sejam encontradas em franco processo de instalação na área do lixão, assim como as que possuem estratégias de dispersão que facilitem a ocupação de novos territórios. Por outro lado, as alterações no ambiente físico podem ser determinantes para a instalação de certas espécies.

Os resultados dos isótopos da molécula de água, $\delta^{18}\text{O}$ e $\delta^2\text{H}$, não apresentaram diferenças significativas esperadas (KENDALL *et al.*, 1995) para amostras de chorume no PM2. Esse fato pode ser atribuído aos drenos locais que funcionam como entrada de água (e consequentemente geram aumento na quantidade de chorume) no maciço de resíduos e diluidores dos sinais isotópicos relacionados ao $\delta^2\text{H}$ dos chorumes. Os demais resultados estão de acordo com águas costeiras, exceção feita ao PM4, que apresenta composição isotópica de outros sistemas subterrâneos presentes na região (BARROS *et al.*, 2007).

As características das águas superficiais apresentam grande quantidade de matéria orgânica, com $\text{DBO}_5^{20^\circ\text{C}}$ da ordem de 32,0 mg/L para RAM e 29,2 mg/L para RAJ, valores muito superiores aos permitidos pela Resolução Conama 357/2005 para rios classe 3. Os rios classe 4, de acordo com essa resolução, não apresentam valores definidos para $\text{DBO}_5^{20^\circ\text{C}}$. Em função do solo da região (rico em matéria orgânica) e da atividade de pecuária (com presença de búfalos), esse valor de DBO pode estar associado a tais características. Os valores de DQO seguem as mesmas observações.

Com relação aos metais avaliados em água e solo, o ferro e o chumbo (onde detectados) encontram-se acima dos limites permitidos pela Resolução Conama 396/2008 no que se refere à água. O ferro pode ter origem natural, pois a área possui solo rico em ferro. Os valores de chumbo podem estar relacionados às condições redutoras (valores de ORP) e de pH levemente ácido encontradas na região.

Em solos contaminados, a estratégia de sobrevivência das plantas que ali se desenvolvem está em sua capacidade de tolerar e não de anular a toxicidade presente no substrato (BAKER, 1981).

O acúmulo de metais pesados nas plantas depende de uma série de fatores como: reação do solo, natureza do metal, teor de matéria orgânica e capacidade do solo em reter cátions (McBRIDE, 1995). O acúmulo de metais pesados no tecido vegetal varia de uma espécie para outra, e em geral a sequência decrescente de acúmulo de metais pesados é: $Ni > Zn > Pb > Mn > Cu$ (KABATA-PENDIAS; PENDIAS, 2001).

O ferro (Fe) é um elemento importante para o crescimento e o desenvolvimento das plantas, envolvido em processos metabólicos essenciais, como fotossíntese e respiração. Entretanto, quando livre e em excesso, pode gerar estresse oxidativo (STEIN, 2009).

O cobre (Cu), um micronutriente essencial para as plantas, participa como componente de diversas enzimas que catalisam o fluxo de elétrons e as reações de oxidação-redução nas células. Contudo, em altas concentrações na solução do solo, esse elemento pode proporcionar alterações drásticas nos tecidos vegetais, em nível bioquímico e fisiológico, resultando muitas vezes em perdas consideráveis para o potencial produtivo das plantas (SANTOS *et al.*, 2004).

Diversos são os efeitos tóxicos do excesso de níquel (Ni), podendo-se citar: aumento do conteúdo de pectina em raízes de aveia (CROOKE, 1956); diminuição na concentração de clorofila em folhas de café (PAVAN; BINGHAM, 1982) e de milho (BACCOUCH *et al.*, 1998); diminuição da atividade da enzima fosfoenolpiruvato (PEP) carboxilase (MORGUTTI *et al.*, 1984); aumento da atividade da enzima peroxidase e distúrbios mitóticos nas pontas das raízes de algumas plantas (MISHRA; KAR, 1974); interferência na absorção de nutrientes (YANG *et al.*, 1996; PALACIOS *et al.*, 1998).

O chumbo (Pb) tem se destacado como um dos maiores poluentes do meio (KABATA-PENDIAS; PENDIAS, 2001). Apesar de não ser um elemento essencial às plantas, o Pb é facilmente absorvido e acumulado em suas diferentes partes. O excesso de Pb no solo pode gerar diferentes sintomas de toxicidade em plantas, como por exemplo folha verde-escura, murchamento das folhas velhas, folhagem deprimida, raízes curtas (KABATA-PENDIAS; PENDIAS, 1992), redução de crescimento, clorose e escurecimento do sistema radicular, além de inibir a fotossíntese, alterar a nutrição mineral e o balanço hídrico, modificar o estado hormonal e afetar a estrutura e a permeabilidade da membrana (SHARMA; DUBEY, 2005).

Observa-se ainda, em associação com a toxicidade dos solos por alguns metais, que a cobertura de solo que deveria estar em 60 cm acima dos resíduos se apresentou no estudo em 30 cm, mostrando justamente que a camada de cobertura é pouca para suportar a vegetação requerida.

A predominância de espécies herbáceas em áreas que sofreram grande distúrbio, como os lixões, é uma característica atribuída à grande alteração do solo, o que dificulta a sucessão. Carneiro e Irgang (1999) mostraram que, após dois anos de sucessão ecológica, em área concluída de um aterro sanitário no Rio Grande do Sul, a flora era composta por 64 espécies exclusivamente herbáceas, incluindo um grande número de plantas exóticas. No presente estudo, as espécies com maior valor de cobertura são exóticas e comumente infestantes em pastagens, beira de estradas e terrenos baldios.

Os resultados obtidos aqui apontam que o estágio pioneiro, com predominância de espécies herbáceas e ruderais, é decorrente da influência dos rejeitos sólidos depositados no lixão, os quais possivelmente alteraram as propriedades físicas, químicas e sedimentológicas do solo, além de haver redução e compactação do solo, que impossibilitam a instalação de espécies florestais.

REFERÊNCIAS

American Public Health Association (APHA). Standard methods for the examination of water and wastewater. Washington, DC; 1992.

APG III – Angiosperm Phylogeny Group. An update of the Angiosperm Phylogeny Group classification for the orders and families of flowering plants: APG II. Botanical Journal of the Linnean Society. 2009;161:105-121.

Baccouch S, Chaoui A, El Ferjani E. Nickel toxicity: effects on growth and metabolism of maize. *Journal of Plant Nutrition*. 1998;21(3):577-588.

Bahia VE, Luiz JG, Fenzl N. Influência do depósito sanitário metropolitano de Belém (Aurá) sobre as águas subterrâneas da área. *Revista de Águas Subterrâneas*. 2004;18:89-102.

Baker AJM. Accumulators and excluders – strategies in the response of plants to heavy metals. *Journal of Plant Nutrition*. 1981;3:643-654.

Barros GV, Martinelli LA, Mas-Pla J, Oliveira TMN, Ometto JPB, Sacchi E, Zuppi GM. Spatial variations of environmental tracers distribution in water from a mangrove ecosystem: the case of Babitonga Bay (Santa Catarina, Brazil). In: *International Symposium on Advances in Isotope Hydrology and its Role in Sustainable Water Resources Management (IHS-2007)*, Vienna. *Advances in Isotope Hydrology and its Role in Sustainable Water Resources Management*; 2007; Viena. v. 1. p. 131-138.

Beli E, Naldoni CE, Oliveira A, Sales MR, Siqueira M, Medeiros GA, Hussar GJ, Reis FAGV. Recuperação da área degradada pelo Lixão Areia Branca de Espírito Santo do Pinhal – SP. *Engenharia Ambiental*. 2005;2(1):135-148.

Bervique JM. Estudo dos impactos ambientais causados pelo antigo lixão no Jardim Juliana A e Jardim das Palmeiras II [dissertação]. Ribeirão Preto: Universidade de Ribeirão Preto; 2008.

Borges AN. Implicações ambientais numa bacia hidrográfica do Rio Pitimbu (RN) decorrentes das diversas formas de uso e ocupação do solo [dissertação – Mestrado em Engenharia Sanitária]. Natal: Universidade Federal do Rio Grande do Norte; 2002. 190 p.

Bragagnolo N, Pan W, Thomas JC. Solo: uma experiência em manejo e conservação. Curitiba: Editora do autor; 1997.

Brummitt RK, Powell CE. *Authors of plant names*. Londres: Royal Botanic Garden; 1992.

Calderoni S. Os bilhões perdidos no lixo. São Paulo: Humanitas; 2003.

Cardoso E, Moreno MIC, Bruna E, Vasconcelos HL. Mudanças fitofisionômicas no cerrado: 18 anos de sucessão ecológica da Estação Ecológica do Panga, Uberlândia – MG. *Caminhos de Geografia*. 2009;10(32):254-268.

Carneiro AM, Irgang B. Colonização vegetal em aterro sanitário na região periurbana de Porto Alegre, Rio Grande do Sul, Brasil. *Revista Faculdade Zootecnia Veterinária e Agronomia de Uruguaiana*. 1999;6(1):21-28.

Causton DR. *Introduction to vegetation analysis*. Londres: UnwinHyman, 1988.

Cervi AC, Guimarães OA, Acra LA, Negrelli RRB, Sbalchiero D. Catálogo das plantas ruderais da cidade de Curitiba, Brasil. *Estudos preliminares III. Acta Biológica Paranaense*. 1988;17(1, 2, 3, 4):109-139.

Chediack SE, Baqueiro MF. Extração e conservação do palmito. In: Galindo-Leal C, Câmara RL. *Mata atlântica: biodiversidade, ameaças e perspectivas*. São Paulo: Fundação SOS Mata Atlântica; Belo Horizonte: Conservação Internacional; 2005. p. 406-412.

Companhia Ambiental do Estado de São Paulo (Cetesb). *Relatório de estabelecimento de valores orientadores para solos e água subterrânea no estado de São Paulo*. São Paulo; 2001.

Costa FC, Silva AS, Mota GC, Carvalho TC, Medeiros GA. Avaliação das características químicas do solo em área de disposição de lixo urbano na região de Mogi Mirim – SP. II Simpósio Brasileiro de Engenharia Ambiental. *Livro de Resumos do 2.º Simpósio Brasileiro de Engenharia Ambiental*; 2003; Univali, Itajaí. v. 1. p. 313.

Crooke WM. Effect of soil reaction on uptake of nickel from a serpentine soil. *Soil Science*. 1956;81(4):269-276.

- Empresa de Pesquisa Agropecuária e Extensão Rural de Santa Catarina (Epagri). 2014. Dados meteorológicos. 2014 [acesso em 2014 March 10]. Disponível em: <http://www.epagri.sc.gov.br>.
- Faria SM, Chada SS. 2011. Interação microrganismos e plantas na recuperação de áreas degradadas. 2011 [acesso em 2014 October 14]. Disponível em: <http://www.rc.unesp.br/xivbsbp/Mesa03MSMF.pdf>.
- Farias CEG. 2002. Mineração e meio ambiente: relatório preparado para o CGEE. 2002 [acesso em 2014 October 3]. Disponível em: <http://www.cgee.org.br>.
- Felfili JM, Eisenlohr PV, Melo MMRF, Andrade LA, Neto JAAM (Eds.). Fitossociologia no Brasil. Viçosa: UFV; 2011.
- Fidalgo O, Bononi LR. Técnicas de coleta, preservação e herborização de material botânico. São Paulo: IBT; 1989.
- Filgueiras TS, Nogueira PE, Brochado AL, Guala II GF. Caminhamento: um método expedito para levantamentos florísticos qualitativos. Cadernos de Geociências. 1994;12:39-43.
- Garcia CC. Regeneração natural de espécies arbóreas em fragmento florestal da zona da mata mineira [dissertação]. Viçosa: Universidade Federal de Viçosa; 2009. 83 p.
- Gavilanes ML, D'Angieri Filho CN. Fórmula ruderal da cidade de Lavras, MG. Acta Botanica Brasilica. 1991;5(2):77-88.
- Grimming G. Plantas ruderais. Chaves de identificação. Rio de Janeiro: Editora da Uerj; 1995.
- Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística (IBGE). Manual técnico da vegetação brasileira. 2ª ed. São Paulo; 2012.
- Iwai CK. Avaliação da qualidade das águas subterrâneas e dos solos em áreas de disposição final de resíduos sólidos urbanos em municípios de pequeno porte: aterro sanitário em valas [tese – Doutorado em Saúde Pública]. São Paulo: Universidade de São Paulo; 2012. 270 p.
- Junkes MB. Procedimentos para aproveitamento de resíduos sólidos urbanos em municípios de pequeno porte. Florianópolis: Universidade Federal de Santa Catarina; 2002.
- Kabata-Pendias A, Pendias H. Trace elements in soil and plants. 2ª ed. Flórida: CRC Press; 1992.
- Kabata-Pendias A, Pendias H. Trace elements in soil and plants. 3ª ed. Boca Raton: CRC Press; 2001.
- Kendall C, Sklash MG, Bullen TD. Isotope tracers of water and solute sources in catchments. In: Trudgill ST (Ed.). Solute modelling in catchment systems. Nova York: Wiley; 1995. p. 261-303.
- Kissmann KG. Plantas infestantes e nocivas. Tomo I. 2ª ed. São Paulo: Basf; 1997.
- Kissmann KG, Groth D. Plantas infestantes e nocivas. Tomo II. 2ª ed. São Paulo: Basf; 1999.
- Kissmann KG, Groth D. Plantas infestantes e nocivas. Tomo III. 2ª ed. São Paulo: Basf; 2000.
- Letey J. Relationship between soil physical properties and crop reduction. Advances in Soil Science. 1985;1:277-294.

Lima Filho DA, Revilla J, Coêlho LS, Ramos JF, Santos JL, Oliveira JG. Regeneração natural de três hectares de floresta ombrófila densa de terra firme na região do Rio Urucu – AM, Brasil. *Acta Amazônica*. 2002;32(4):555-569.

Lista de Espécies da Flora do Brasil. [acesso em 2014 July 28]. Jardim Botânico do Rio de Janeiro. Disponível em: <http://floradobrasil.jbrj.gov.br/>.

Lorenzi H. Plantas daninhas do Brasil: terrestres, aquáticas, parasitas, tóxicas e medicinais. 2ª ed. Nova Odessa: Plantarum; 1991. 440 p.

Magurran AE. Measurement of biological diversity. Hoboken: Wiley-Blackwell; 2013.

Marangon LC, Soares JJ, Feliciano ALP, Brandão CFLS. Regeneração natural em um fragmento de floresta estacional semidecidual em Viçosa, Minas Gerais. *Revista Árvore*. 2008;32(1):183-191.

Matos FO, Moura QL, Conde GB, Morales GP, Brasil EC. Impactos ambientais decorrentes do aterro sanitário da região metropolitana de Belém-PA: aplicação de ferramentas de melhoria ambiental. *Caminhos de Geografia*. 2011;12(39):297-305.

Mautone L, Brandão M, Guimarães EF, Miguel JR. Daninhas ocorrentes na zona serrana do estado do Rio de Janeiro – município de Petrópolis. *Acta Botanica Brasilica*. 1990;4(2):123-135.

Mazoyer M, Roudart L. História das agriculturas no mundo: do neolítico à crise contemporânea. São Paulo: Unesp; 2009. 569 p.

McBride MB. Toxic metal accumulation from agricultural use of sludge: are USEPA regulations protective? *Journal Environmental Quality*. 1995;24:5-18.

Mishra D, Kar M. Nickel in plant growth and metabolism. *The Botanical Review*. 1974;40(4):395-449.

Monteiro JHP, Figueiredo CEM, Magalhães AF, Melo MAF, Brito JCX, Almeida TPF, Mansur GL. Manual de gerenciamento integrado de resíduos sólidos. Rio de Janeiro: Instituto Brasileiro de Administração Municipal; 2001.

Moreira HJC, Bragança HBN. Manual de identificação de plantas infestantes: hortifrúti. São Paulo: FMC Agricultural Products; 2011.

Morgutti S, Sacchi GA, Cocucci SM. Effects of Ni⁺² on proton extrusion, dark CO₂ fixation and malate synthesis in maize roots. *Physiologia Plantarum*. 1984;60(1):70-74.

Mueller-Dombois D, Ellenberg H. Aims and methods of vegetation ecology. Nova York: John Wiley and Sons; 1974.

Munhoz CBR, Araújo GM. Métodos de amostragem do estrato herbáceo-subarbustivo. In: Felfili JM, Eisenlohr PV, Melo MMRF, Andrade LA, Neto JAAM. *Fitossociologia no Brasil*. Viçosa: Universidade Federal de Viçosa; 2011. p. 213-232.

Nascimento JWL, Santos LH, Nothenberg MS, Coelho MM, Oga S, Tagliati CA. Anti-inflammatory activity and gastric lesions induced by zinc-tenoxicam. *Pharmacology*. 2003;68:64-69.

Palacios G, Gómez I, Carbonell-Barrachina A, Pedreño JN, Mataix J. Effect of nickel concentration on tomato plant nutrition and dry matter yield. *Journal of Plant Nutrition*. 1998;21(10):2179-2191.

Pavan MA, Bingham FT. Toxidez de metais pesados em plantas: II. Caracterização da toxidez de níquel em cafeeiros. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*. 1982;17(2):323-328.

Pedrotti DE, Guarim Neto G. Flora ruderal da cidade de Cuiabá, Mato Grosso, Brasil. *Acta Botanica Brasilica*. 1998;12(2):135-143.

Penckowski LH, Rocha DC. Guia ilustrado de identificação e controle de espécies de trapoerabas. Castro: Fundação ABC; 2006.

Pinto CB, Marques R. Aporte de nutrientes por frações da serapilheira em sucessão ecológica de um ecossistema da floresta atlântica. *Revista Floresta*. 2003;33(3):257-264.

Ratter JA, Bridgewater S, Ribeiro JF. Analysis of floristic composition of the Brazilian cerrado vegetation III: comparison of the woody vegetation of 376 areas. *Journal of Botany*. 2003;60(1):57-109.

Santos HP, Melo GWB, Luz NB, Tomasi RJ. Comportamento fisiológico de plantas de aveia (*Avena strigosa*) em solos com excesso de cobre. Comunicado técnico – Embrapa. Bento Gonçalves; 2004.

Santos Filho E, Silva RS, Barreto HHC, Inomata ONK, Lemes VRR, Kussumi TA, Rocha SOB. Grau de exposição a praguicidas organoclorados em moradores de aterro a céu aberto. *Revista de Saúde Pública*. 2003;37(4):515-522.

Sharma P, Dubey RS. Lead toxicity in plants. *Brazilian Journal of Plant Physiology*. 2005;17:35-52.

Silva RKS, Feliciano ALP, Marangon LC, Lima RBA. Florística e sucessão ecológica da vegetação arbórea em uma área de nascente de um fragmento de floresta atlântica, Pernambuco. *Revista Brasileira de Ciências Agrárias*. 2010;5(4):550-559.

Sisinno CLS. Destino dos resíduos sólidos urbanos e industriais no estado do Rio de Janeiro: avaliação da toxicidade dos resíduos e suas implicações para o ambiente e para a saúde humana [tese – Doutorado em Ciências]. Rio de Janeiro: Escola Nacional de Saúde Pública; 2002.

Sisinno CLS, Moreira JC. Avaliação da contaminação e poluição ambiental na área de influência do aterro controlado do Morro do Céu, Niterói, Brasil. *Cadernos de Saúde Pública*. 1996;12:515-523.

Souza HA, Roeser HMP, Matos AT. Métodos e técnicas aplicados na avaliação ambiental do aterro da BR-040 da Prefeitura Municipal de Belo Horizonte – MG. *Revista da Escola de Minas*. 2002;55(4):291-300.

Stein RJ. Excesso de ferro em arroz (*Oriza sativa* L.): efeitos tóxicos e mecanismos de tolerância em distintos genótipos [tese – Doutorado em Biologia Celular e Molecular]. Porto Alegre: Universidade Federal do Rio Grande do Sul; 2009. 197 f.

Tormena CA, Barbosa MC, Costa ACS. Densidade, porosidade e resistência à penetração em latossolo cultivado sob diferentes sistemas de preparo do solo. *Scientia Agricola*. 2002;59(4):795-801.

Yang X, Baligar VC, Martens DC, Clark RB. Plant tolerance to nickel toxicity: II. Nickel effects on influx and transport of mineral nutrients in four plant species. *Journal of Plant Nutrition*. 1996;19(2):265-279.

Young CEF. Desmatamento e desemprego rural na mata atlântica. *Floresta e Ambiente*. 2006;13:75-88.

Zimdahl RL. Fundamentals of weed science. Nova York: Academic Press; 1993. 450 p.