

**UNIVERSIDADE FEDERAL DE PERNAMBUCO
CENTRO DE CIÊNCIAS BIOLÓGICAS
DEPARTAMENTO DE ZOOLOGIA
MESTRADO EM BIOLOGIA ANIMAL**

**“DISTRIBUIÇÃO ESPACIAL DOS NEMATODA
LIVRES EM UM GRADIENTE HIPERSALINO DO
NORDESTE BRASILEIRO”**

NEYVAN RENATO RODRIGUES DA SILVA

Recife, 2004

NEYVAN RENATO RODRIGUES DA SILVA

**“DISTRIBUIÇÃO ESPACIAL DOS NEMATODA
LIVRES EM UM GRADIENTE HIPERSALINO DO
NORDESTE BRASILEIRO”**

Tese apresentada ao Programa de Pós-
graduação em Biologia Animal da
Universidade Federal de Pernambuco,
como parte dos requisitos para obtenção do
grau de Mestre em Biologia Animal

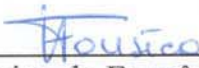
ORIENTADOR: DR^a VERÔNICA DA FONSÊCA-GENEVOIS

Recife, 2004

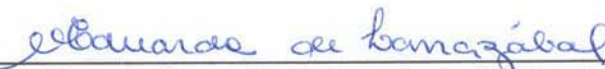
DISTRIBUIÇÃO ESPACIAL DOS NEMATODA LIVRES EM UM GRADIENTE HIPERSALINO DO NORDESTE BRASILEIRO

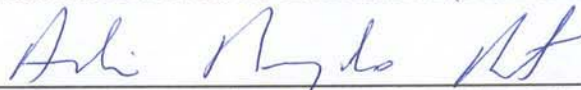
Neyvan Renato Rodrigues da Silva

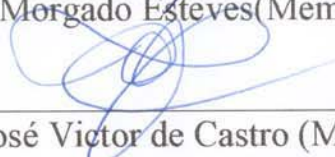
Dissertação defendida e aprovada pela banca examinadora:

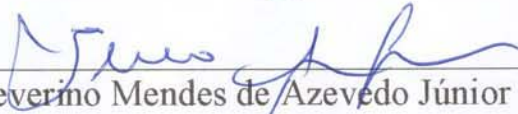

Prof^a Dra. Verônica da Fonsêca-Genevois (Presidente)


Prof^a Dra. Clélia Rocha Cavalcanti (Membro Titular)


Prof^a Dra. Eduarda Lacerda de Larrázabal (Membro Titular)


Prof Dr. André Morgado Esteves (Membro Titular)


Prof Dr. Francisco José Victor de Castro (Membro Suplente)


Prof Dr. Severino Mendes de Azevedo Júnior (Membro Suplente)

Data da aprovação:

Recife, 2004

“O universo da nematologia é um campo fascinante. Imaginar que os Nematoda livres podem habitar praticamente qualquer ambiente, até mesmo os mais inóspitos a vida. Tudo isso nos leva a crer que esses organismos são simplesmente pequenos deuses bentônicos”.

Neyvan Rodrigues

**Dedico este tese ao meu pai, pela grande
pessoa que é, por tudo que fez por mim
durante a minha vida e pela admiração
que tenho pelo seu caráter.**

AGRADECIMENTOS

Inicialmente agradeço a todos as pessoas com muito carinho que me ajudaram direta ou indiretamente na preparação desta tese.

Um agradecimento especial a minha orientadora e grande amiga, Dra Verônica Genevois, pela orientação deste trabalho, pelo carinho e por tudo que tem feito por mim ao longo da minha formação acadêmica e profissional.

Agradeço ao Msc Oldair Pena pela grande esforço e facilidades durante a parte prática do trabalho na Salina Diamante Branco Galinhos-RN, pelo carinho e incentivo durante toda a dissertação.

Aos meus grandes amigos Francisco Victor e Carlos Fernandes por tudo que fizeram por nós quando voltamos para o Brasil, por nos ter acolhido em seu lar, pelo carinho, amizade e grande incentivo à realização dos nossos sonhos de estudar fora do país e aprender um pouco mais sobre os Nematoda marinhos.

Em especial agradeço a Eduarda Larrázabal, coordenadora do curso de Mestrado em Biologia Animal, pelo carinho e por tudo que fez por mim durante o curso.

A Viviane Lira por ter me ajudado incansavelmente na contagem dos Nematoda dos tanques de evaporação e em diversas tarefas deste trabalho.

A minha amiga e melhor professora durante toda a minha graduação na UFRPE, Clélia Márcia, pelos ensinamentos na disciplina de Zoologia, pelo carinho e amizade, além de todo o empenho no auxílio nas análises estatística da tese.

A todos os amigos que fazem o Laboratório de Meiofauna do Departamento de Zoologia da UFPE: Geruso, Geane, Renata, Alessandra, Aline que de algum modo participaram e colaboraram para a realização deste trabalho.

Em especial a Virág Venekey que sempre nos incentivou em diversas etapas no mestrado em Biologia Animal e durante nossa ida para estudos na Bélgica.

Para todos os alunos da minha turma de mestrado, em especial a: Mércia e Samanta pela amizade e carinho durante as disciplinas do mestrado.

A minha grande amiga Tânia Nara, por tudo que fez por mim para realização de um grande sonho na minha vida e por tudo que fez por nós antes e durante nossa moradia em Gent. Além disso é claro, quero agradecer ao seu marido Pierre Missegers por tudo.

Em especial ao meu amigo Paulo Verçosa, que mesmo no Brasil nunca hesitou em nos ajudar em diversos aspectos e pelo carinho que sempre desprende por nós durante todo o tempo.

Aos meus amigos da minha turma da UFRPE: Deive Brasil e Andréa Cristina que sempre nos ajudaram em todos os sentidos, pelo incentivo e, pelos grandes momentos que passamos juntos durante nossa graduação em Biologia na universidade e tudo que fizeram por mim nessa caminhada.

Agradeço à Capes pela concessão da bolsa de Mestrado durante o primeiro ano do curso de Mestrado em Biologia Animal.

Meus sinceros agradecimentos a todos que fazem o Departamento de Biologia Marinha e da Sessão de Nematologia da Universidade de Gent-Bélgica, em especial a Nic Smol coordenadora do curso de Nematologia, a minha orientadora Magda Vincx pelos valiosos ensinamentos, Tom Moens pelos valiosos comentários e ensinamentos durante a disciplina de Biodiversidade, a Marleen de Troch também pelos ensinamentos, pela amizade e outras contribuições durante toda a minha estada em Gent.

À Maria da Assunção por tudo que fez por nós durante nossa estada no seu lar, pelos jogos de Tênis sempre vencidos por mim e, pelo grande carinho demonstrado por mim, minha esposa e pela sositinha.

A família Thompson que durante nossa permanência na Bélgica, nos ajudou em vários sentidos principalmente, pelo apoio pessoal e carinho com que nos relacionamos e todo o incentivo e momentos maravilhosos que passamos juntos em Gent.

A Giovanni Amadeu e sua família por tudo que fez por mim durante a nossa viagem para a Bélgica e durante o curso de Nematologia.

Agradeço ao grande meu amigo André Morgado pela maravilhosa viagem que fizemos para Amsterdã, pelas horas muito engraçadas juntos e por tudo que fez por nós durante sua estada em Gent.

A todos os meus amigos internacionais do curso de Nematologia na Bélgica que estarão sempre presentes no meu coração, por todos os momentos que passamos juntos que sempre estarão nas minhas lembranças.

Um grande agradecimento à minha família: meu pai Eduardo, minha mãe Vânia e meu irmão Fábio que me incentivaram no meu crescimento pessoal e profissional.

A minha esposa Maria Cristina e a “sositinha” nossa filha Lara que mesmo dentro do ventre de sua mãe, trouxe muita luz e alegria as nossas vidas. Para minha esposa em especial, pelo companheirismo, pela mulher maravilhosa que é, pois sempre esteve presente nos momentos mais difíceis da minha vida, principalmente pelo tempo difícil, extremamente proveitoso na Bélgica que nos ensinou muito sobre a vida. A única coisa que tenho a dizer é que a amo muito do fundo do meu coração. E claro a nossa “sositinha” – Lara também.

SUMÁRIO	página
LISTA DE FIGURAS	x
LISTA DE TABELAS	xi
RESUMO	xii
ABSTRACT	xiii
1. INTRODUÇÃO	01
2. OBJETIVO GERAL	06
2.1 OBJETIVOS ESPECÍFICOS	06
2.2 HIPÓTESE	06
3. ÁREA DE ESTUDO	07
4. MATERIAL E MÉTODOS	08
4.1 ESTRATÉGIAS EM CAMPO	08
4.2 ESTRATÉGIAS DE LABORATÓRIO	09
4.3 MICROSCOPIA ELETRÔNICA DE VARREDURA (SEM)	10
4.4 PARÂMETROS DE DIVERSIDADE	10
4.5 CLASSIFICAÇÃO DA NEMATOFAUNA	12
4.6 ABUNDÂNCIA RELATIVA	14
4.7 CLASSIFICAÇÃO TRÓFICA	14
4.8 PARÂMETROS POPULACIONAIS	15
4.9 ANÁLISES ESTATÍSTICAS	15
5. RESULTADOS	16
5.1 DENSIDADE	16
5.2 LISTA TAXONÔMICA	17
5.2.1 LISTA TAXONÔMICA SEGUNDO LORENZEN (1994)	17
5.2.2 LISTA TAXONÔMICA BLAXTER ET AL., (1998)	20
5.3 ESTRUTURA DA COMUNIDADE	23
5.4 PARÂMETROS DE DIVERSIDADE	29
5.5 ESTÁGIO DE DESENVOLVIMENTO DA NEMATOFAUNA	30
5.6 GRUPOS TRÓFICOS	31
5.7 RAZÃO SEXUAL	34
5.8 ANÁLISES ESTATÍSTICAS	35
6. DISCUSSÃO	38

7. CONCLUSÕES	48
8. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	49
9. ANEXOS	58

LISTA DE FIGURAS	página
Figura 1: Esquema de um gradiente de estresse determinando a formação de espécies: K - especialistas, R - generalistas e A - tolerantes.	04
Figura 2: Mapa de localização da salina Diamante Branco no município de Galinhos - RN.	07
Figura 3: Sistema Veneza de Salinidade mostrando os limites de variação salina de cada ambiente adaptado de Bulger <i>et al.</i> , (1993).	09
Figura 4: Classificação do filo Nematoda proposta por Lorenzen (1994).	12
Figura 5: Classificação baseada em sequências de DNA de 53 espécimes (Blaxter et al., 2001).	13
Figura 6: Densidade da nematofauna ao longo do gradiente hipersalino.	16
Figura 7: Limites de salinidade para as famílias de Nematoda na Salina Diamante Branco, Galinhos RN.	26
Figura 8: Limites de salinidade para as espécies de Nematoda identificadas na Salina Diamante Branco, Galinhos, RN.	28
Figura 9: Biodiversidade medida pelos índices de Hill (1973) ao longo das estações de coleta.	29
Figura 10: Curva de k-dominância dos gêneros da nematofauna no gradiente hipersalino.	30
Figura 11: Estrutura populacional da nematofauna no gradiente hipersalino.	31
Figura 12: Abundância relativa dos tipos tróficos da nematofauna seguindo a classificação de Wieser (1953).	32
Figura 13: MDS (ordenação não-métrica) da comunidade nematofaunística e as estações de coleta. Stress = 0,05. 1= comunidade presente entre 40-48‰; 2- comunidade de 55‰; 3- presente entre 66-92‰ e 4= comunidade nematofaunística em salinidades acima de 100‰.	35
Figura 14: Proporção relativa de Nematoda em diversas regiões climáticas. Adaptado: Soltwedel (2000).	39

LISTA DE TABELAS**página**

Tabela 1: Valores de salinidade e temperatura nos tanques de evaporação e estuário na Salina	08
Tabela 2: Número de gêneros/famílias registrados em cada salinidade no gradiente da Salina Diamante Branco, Galinhos/RN.	23
Tabela 3: Abundância dos gêneros de Nematoda presente no gradiente hipersalino.	24
Tabela 4: Índices de diversidade da nematofauna.	29
Tabela 5: Classificação dos gêneros de Nematoda em grupos tróficos seguindo Wieser (1953) e Moens & Vincx (1997). 1A: Comedores Seletivos de Depósitos; 1B: Comedores não seletivos de depósitos; 2A: Comedores de epístratos; 2B: Predadores e onívoros (Wieser, 1953). M: micrófagos; CF: comedores de cílios; DF: comedores de depósitos; EF: comedores de epístratos; FP: Predadores facultativos; P: Predadores sensu stricto (Moens & Vincx, 1997).	32
Tabela 6: Razão sexual no gradiente salino.	35
Tabela 7: Resultado da análise ANOSIM para as diferenças significativas detectadas entre a nematofauna associada as salinidades do gradiente	36
Tabela 8: Resultados da análise de BIOENV	36
Tabela 9: Resultado da análise de SIMPER para os grupos envolvendo o estuário com os evaporadores da Salina, apresentando os gêneros que contribuíram com mais de 50% das dissimilaridades.	37
Tabela 10: Atualização do trabalho de Heip <i>et al</i> , 1985 para espécies de nematodas encontradas em diferentes regimes de salinidade relacionando com o encontrado nesse estudo.	42

RESUMO

Os Nematoda de vida livre constituem o grupo mais abundante da meiofauna, dominando de 50% a 90% do total em amostras biosedimentológicas. Vários fatores abióticos são estruturadores da comunidade nematofaunística em ambientes costeiros e, dentre eles, a salinidade influencia a distribuição e composição da fauna. Este estudo teve como objetivo identificar a nematofauna presente ao longo de um gradiente artificialmente hipersalino da Salina Diamante Branco no Município de Galinhos – RN. Amostras biosedimentológicas foram coletadas espacialmente, tomadas em triplicata, para identificação da nematofauna em evaporadores de 40‰ a 120‰. Os Nematoda foram identificados ao nível de gênero e quando possível em espécie. Alguns parâmetros da população foram analisados como: tipologia bucal, maturidade sexual, abundância e densidade. Foram empregadas as análises estatísticas: BIOENV, SIMPER, ANOSIM e MDS, utilizando o PRIMER versão 5.0. A comunidade foi composta por 77 espécies de Nematoda distribuídas em 19 famílias, das quais Ethmolaimidae e Linhomoeidae foram as mais abundantes. *Terschellingia longicaudata*, *Oncholaimus oxyuris*, *Thalassomonystera* sp.1, *Neotonchus* sp.1 e *Syringolaimus* sp.1 foram as mais frequentes no gradiente determinando em 50% a dominância dos tipos tróficos 1A + 1B nas salinidades iniciais. A diversidade medida através do índice de Shannon-Wiener apresentou o menor valor na salinidade de 92‰ e os índices de Hill mostraram um padrão de decréscimo ao longo do gradiente salino. A densidade variou de 49 a 3.929 ind.cm², sendo que não houve uma relação entre o aumento da salinidade e a densidade da nematofauna. O MDS dividiu a comunidade nematofaunística em 4 grupos de acordo com as similaridades. O ANOSIM detectou que existe diferença significativa entre algumas salinidades (40 x 48‰; 48 x 55‰; 55 x 66‰). O BIOENV apontou a salinidade como o fator abiótico estruturador da comunidade nematofaunística. O SIMPER mostrou uma composição de 4 a 6 gêneros que contribuíram com 50% das dissimilaridades, dentre eles: *Oncholaimus oxyuris*, *Terschellingia longicaudata*, *Ethmolaimus* sp.1 e *Thalassomonystera* sp.1. Para a composição da nematofauna, a salinidade mostrou-se como fator limitante, sendo a tolerância ao estresse salino espécie-específica, determinando que a capacidade de osmorregulação é fundamental na colonização do sedimento. A tolerância dos Nematoda a diversos distúrbios ambientais promove uma ampla adaptação a uma série de condições ambientais desfavoráveis à vida. Os resultados obtidos evidenciam a necessidade do estudo da nematofauna associada em trabalhos futuros de biomonitoramento ambiental, especialmente em ambientes hipersalinos.

ABSTRACT

Nematoda is the most abundant group of the meiofauna and comprises more than 50 – 90% of sediment samples. Several factors may have influence in the distribution and colonization of the biota in the coastal areas. Salinity seems to be closely related to nematodes distribution. The objective of this survey was identify the distribution of the nematodes in a gradient under hipersaline conditions of an artificial environment in the Saltponds in Galinhos, Rio Grande do Norte. Sampling was taken in the evaporation ponds starting with 40‰ up to 120‰. Environmental measurements like: salinity and temperature were made during the sampling period. The nematodes were identified in morphotypes. Some population parameters were classified like: age class, thropic groups, density and abundance. Statistical analysis such as: ANOSIM, BIOENV, SIMPER and MDS were done using PRIMER program. The community was composed by 77 nematode species within 19 families. Ethmolaimidae and Linmhomoeidae were the most abundant in the gradient. *Terschellingia longicaudata*, *Oncholaimus oxyuris*, *Thalassomonystera* sp.1, *Neotonchus* sp.1 and *Syringolaimus* sp.1 were the most abundant species in the gradient. The thropic grups (1A + 1B) dominated in 50% of the total. The predominant age class was juvenile with more than 50% in the whole gradient, whereas gravid-female dominated in 92‰ and males contributed with lowest values up to 20%. The biodiversity was measured using Hill and Shannon-Winner indices and the results showed that the diversity decreased in the lowest gradient of salinity measuring 92‰ with only 3 species. The density varied between 49 to 3.929 ind.cm⁻², There was no relationship between the increasing of salinity and the nematodes density. The MDS split up the nematodes assemblages in four groups according to their similarities. The ANOSIM analysis confirms that the structure of nematode community differs in some salinities of the gradient. Similarity percentage analysis (SIMPER) showed 4 to 6 genera that contributed with 50% of the first cumulative percentage like: *Oncholaimus oxyuris*, *Terschellingia longicaudata*, *Ethmoilaimus* sp.1 e *Thalassomonystera* sp.1. Salinity was the strongest factor that influenced the nematodes community structure and the tolerance to different salinities seems to be species-specific, probably due the ability of osmorregulation. The tolerance of nematodes community to several disturbance factors is very important during the colonization of the sediment. The results show the necessity of studies on nematode community in further biomonitoring projects, especially in hipersaline environments.

1. INTRODUÇÃO

Os Nematoda de vida livre constituem o grupo mais abundante da meiofauna, constituindo de 50% a 90% do total em amostras biosedimentológicas (Coul, 1988). O grupo é considerado um dos mais abundantes da biosfera e o segundo em número de espécies (Heip *et al.*, 1985), distribuindo-se, praticamente, por todas as latitudes do globo em diversas profundidades desde a linha de praia (Heip *et al.*, 1982).

Os Nematoda pertencem a um grupo de animais de grande sucesso adaptativo, com representantes em ambientes terrestres, marinhos e biótopos de água doce, além de atuarem como parasitas de plantas, de invertebrados e vertebrados incluindo o Homem (Ferris & Ferris, 1979). Seu corpo cilíndrico apresenta uma alta pressão dos fluidos internos, proporcionando um caráter adaptativo e fisiológico que lhes permitem colonizar diversos tipos de habitats (Schiemer, 1987).

A dominância dos Nematoda em sedimentos estuarinos está relacionada com a ocupação do local, devido à forma e disposição dos grãos e tolerância a estresses ambientais. A tipologia bucal dos Nematoda os auxilia na obtenção do alimento presente no ambiente (Bouwman, 1983; Moens & Vincx, 1997; Platt & Warwick, 1980; Coull, 1999).

Os organismos da meiofauna são especialmente vulneráveis a diversos tipos de distúrbios no sedimento, onde muitos contaminantes agregados podem persistir por um longo período de tempo. Distúrbios químicos e físicos como eventos de marés, ondas, tempestades, estresse salino e poluição atuam diretamente na distribuição desses organismos (Soetaert *et al.*, 1994; Austen, 1989). Outros fatores como: teor de oxigênio, nutrientes, salinidade, granulometria, disponibilidade de alimento, temperatura e potencial de oxi-redução do sedimento atuam como limitantes nesta distribuição (Bongers *et al.*, 1991; Steyart *et al.*, 2001; Soetaert *et al.*, 1995, Ólafsson *et al.*, 2000).

Os Nematoda possuem uma grande diversidade de espécies dentro da comunidade meiofaunística (Moens & Vincx, 2000a). Essa diversidade está relacionada a fatores abióticos como: disponibilidade de alimento, salinidade, temperatura e a forma de ocupação do espaço intersticial (Moens & Vincx, 1997, 2000b; Bouwman, 1983). Além disso, o caráter de seletividade no hábito alimentar dos Nematoda e a disponibilidade de alimento atuam marcadamente na adaptação às condições abióticas do ambiente, sendo estes fatores importantes na composição da nematofauna (Moens & Vincx, 2000a; Moens *et al.*, 1999).

O sucesso dos Nematoda na colonização de sedimentos inconsolidados diz respeito à adaptabilidade fisiológica do grupo em cada habitat e a capacidade de regular o conteúdo de água no corpo através da osmorregulação que depende da concentração iônica das soluções no ambiente (Foster, 1998). A chave desse sucesso adaptativo é a capacidade de adaptação dos Nematoda em regiões com fatores adversos à vida, como a elevada pressão em regiões de mar profundo; a elevada temperatura de regiões hidrotermais e elevados teores do conteúdo iônico (concentração salina) em regiões hipersalinas (Foster *op. cit.*, 1998; Austen, 1989; Warwick *et al.*, 2002; Vanreusel *et al.*, 1997).

A salinidade é um importante fator determinante da estrutura da população da meiofauna marinha e estuarina (Foster, 1998). Alguns estudos com distribuição de assembléias de Nematoda, seguindo um gradiente de salinidade, foram realizados em diversos habitats como estuários e manguezais, além de estudos experimentais em laboratório com microcosmos (Austen, 1989; Austen & Warwick, 1989; Neilson & Boag, 2002; Warwick *et al.*, 2002; Alongi, 1987; Ólafsson *et al.*, 2000; Yamamuro, 2000; Warwick, 1971; Capstick, 1959; Van Damme *et al.*, 1980).

Existe uma nítida relação entre as associações de Nematoda e salinidade, sobretudo existem trabalhos em gradientes de estuários, lagoas costeiras e salinas. Esse gradiente se reflete nos valores de densidade e diversidade de espécies, decrescendo via água doce (Van Damme *op. cit.*). Parece, porém, que não existem espécies típicas, nem assembléias distintas em ambientes salobros (Ólafsson *et al.*, 2000; Sommerfield *et al.*, 1998; Ólafsson, 1995). Assim como Lorenzen (1986) concluiu sobre a inexistência de espécies genuínas de ambientes hipersalinos. Capstick (1959) sugeriu, em um trabalho relativo à distribuição de espécies em estuário, que as estuarinas são de origem marinha e.

Em ambientes estuarinos ocorre um pronunciado gradiente de substâncias químicas que apresentam uma larga variabilidade temporal. Esse aspecto estimula flutuações de salinidade através da resuspensão de matéria orgânica, que muda continuamente numa escala de quilômetros ao longo do estuário, influenciando a composição e a densidade da comunidade de Nematoda (Soetaert *et al.*, 1994, 1995; Austen & Warwick, 1989; Yamamuro, 2000; Neilson & Boag, 2002).

As salinas são ambientes artificiais criados pelo trabalho humano, sendo responsáveis por cerca de 1/3 de todo o sal produzido no planeta. Essas áreas são conectadas por uma série de tanques de evaporação que seguem a topografia do local. Nesse processo, a água do mar ou de estuários é bombeada para os tanques de evaporação,

estabelecendo um gradiente de salinidade ao longo dos evaporadores (Davis 1990, 1993; 1999; 2000). O fluxo de água pelos evaporadores ocorre devido a diferenças na topografia do terreno que estabelece uma diferença de gravidade entre os tanques, promovendo a passagem da água entre os evaporadores. Ao longo desse percurso a salinidade aumenta gradativamente (Amaral & Costa, 1999). O processo de evaporação é feito pela ação da energia solar, auxiliada pela atuação dos ventos. Ambos aumentam a energia no processo de saturação salina e, posteriormente, a produção de sal. No final do circuito existem tanques com cerca de 10 a 50 cm de profundidade, nos quais a lâmina de água sofre o processo de evaporação, ocorrendo, então, a produção do sal (Davis 1990). O processo ocorre quando a água atinge um grau de saturação com cloreto de sódio ao longo dos cristalizadores, nos quais a evaporação ocorre continuamente até a lâmina de água dos tanques atingir uma concentração salina de 350‰, sendo que, cerca de 5 a 20 cm de sal são depositados no fundo dos cristalizadores para posterior coleta e beneficiamento com a remoção, lavagem, secagem e estocagem para distribuição comercial (Davis 1990, 2000; Pavlova *et al.*, 1998).

Os organismos que suportam esse gradiente em salinas constituem verdadeiros sistemas biológicos, mantendo uma comunidade estável que são essenciais na produção de sal. Bancos de microalgas formando um revestimento no fundo dos evaporadores (“algal mats”), abrigam alguns organismos bentônicos e planctônicos, exemplos de comunidades que se associam aos tanques de evaporação de salinas de todo o mundo (Davis, 1993).

Em baixas salinidades plantas, algas e bactérias com pigmentos fotossintéticos utilizam-se da energia do sol para transformação de compostos inorgânicos em orgânicos, auxiliando no aumento da taxa de evaporação dos tanques da salina. Moluscos gastrópodes, pequenos peixes, nematódeos e anfípodas se alimentam de organismos das camadas superficiais do sedimento salino. Eles oxidam importantes quantidades de materiais orgânicos que contribuem na manutenção das comunidades bentônicas nos tanques (Davis, 1990, 2000; Pavlova *et al.*, 1998; Amaral & Costa, 1999; Colemam & White, 1993). Nos tanques com salinidades intermediárias ocorre o predomínio de organismos bênticos que suportam elevados teores de concentração de sais, sendo constituídos principalmente por cianofíceas (*Microcoleus chthonoplastes*, *Aphanothece halophytica*), diatomáceas, vários ciliados e bactérias, além de comunidades de crustáceos como *Artemia franciscana* e *Ephydra* (Davis, 1990; 2000).

Nos tanques de cristalização com salinidades acima de 350‰ que ocupam menor área e volume nas salinas, comunidades bênticas compostas principalmente por bactérias

halófitas dos gêneros *Halobacterium* e *Halococcus*, algas unicelulares como *Dunaliella salina* formam um sistema biológico salino que favorece a produção de sal, devido à elevada taxa de evaporação ocorrida nesses tanques (Davis, 1990).

Segundo Herbst (2001) um gradiente de estresse salino define níveis de distúrbio e adversidade para os organismos que respondem a um conjunto de fatores abióticos para a sobrevivência. Os efeitos de gradientes de estresse pressionam os organismos a um mecanismo adaptativo que se caracteriza por espécies: K-especialistas; R-generalistas e A-tolerantes às condições ambientais adversas. Quando um estresse se reduz a um habitat permanente, a influência de fatores bióticos como predação e competição tornam-se mais importantes que os fatores físicos-químicos no local (figura 1).

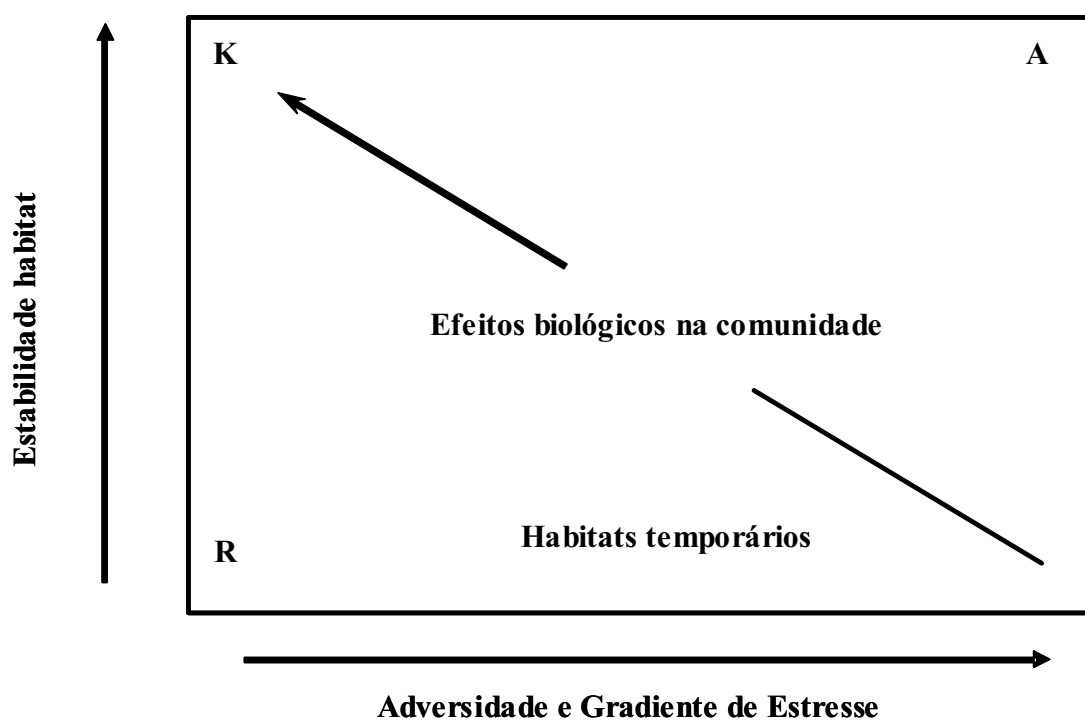


Figura 1: Esquema de um gradiente de estresse determinando a formação de espécies: K - especialistas, R - generalistas e A - tolerantes.

Contudo, em regiões de hipersalinidade como salinas, a estrutura e distribuição das assembléias de Nematoda têm recebido pouca atenção, principalmente no que diz respeito à distribuição dessas comunidades em tanques de evaporação. Escassos estudos sobre a distribuição de organismos bênticos e taxonomia de Nematoda de vida livre foram desenvolvidos em salinas e lagos salinos na Europa e México (Davis & Lipking, 1986;

Amaral & Costa 1999; Pavlova *et al.*, 1998, Tarjan *et al.*, 1991; Turpeenniemi, 1995; Alcocer *et al.*, 2001).

Mianping (2001) criou o termo **salinologia** como um novo ramo da ciência aplicado ao estudo da química, física, biologia, recursos minerais exploráveis, agricultura, mineração e turismo em lagoas salinas e outros tipos de regiões de hipersalinidade.

No Brasil, trabalhos que vislumbram identificar a distribuição de comunidades de Nematoda em ambiente hipersalinos são inexistentes. Pena (1998) identificou a meiofauna de uma lagoa hipersalina em Araruama - Rio de Janeiro e, dentre os taxa encontrados, Nematoda foi o mais abundante. Assim, o estudo da nematofauna em regiões hipersalinas apresenta-se como um novo desafio da Nematologia. O incremento de projetos de pesquisa no campo da salinologia é proposto no final desse estudo para a obtenção de recursos naturais exploráveis e para estudos de monitoramento ambientais.

2. OBJETIVO GERAL

- Contribuir para o conhecimento da biodiversidade da nematofauna de ambiente tropical hipersalino.

2.1 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Determinar a diversidade dos Nematoda ao longo do gradiente de salinidade.
- Associar a distribuição espacial da nematofauna com a temperatura e salinidade.
- Classificar ecologicamente os Nematoda dos tanques de evaporação e do estuário quanto à tipologia bucal, razão sexual e estágios de desenvolvimento .
- Apontar as espécies de Nematoda dominantes ao longo do gradiente salino.

2.2 HIPÓTESE

- A salinidade representa uma barreira físico-química para a distribuição espacial, maturidade sexual e biodiversidade da nematofauna.

3. ÁREA DE ESTUDO

A Salina Diamante Branco está localizada no município de Galinhos a 174 Km da capital, no litoral Setentrional do Estado do Rio Grande do Norte, nas coordenadas geográficas de 5° 05'26"S e 36° 16'36" W, altitude de 2m em uma região com cerca de 2.500 hectares apresentando tanques de evaporação e cristalização utilizados para produção de sal e 2.800 hectares de ambientes naturais, especialmente praias, rios, estuários, dunas e manguezais (Azevedo-Junior *et al.*, 2003).

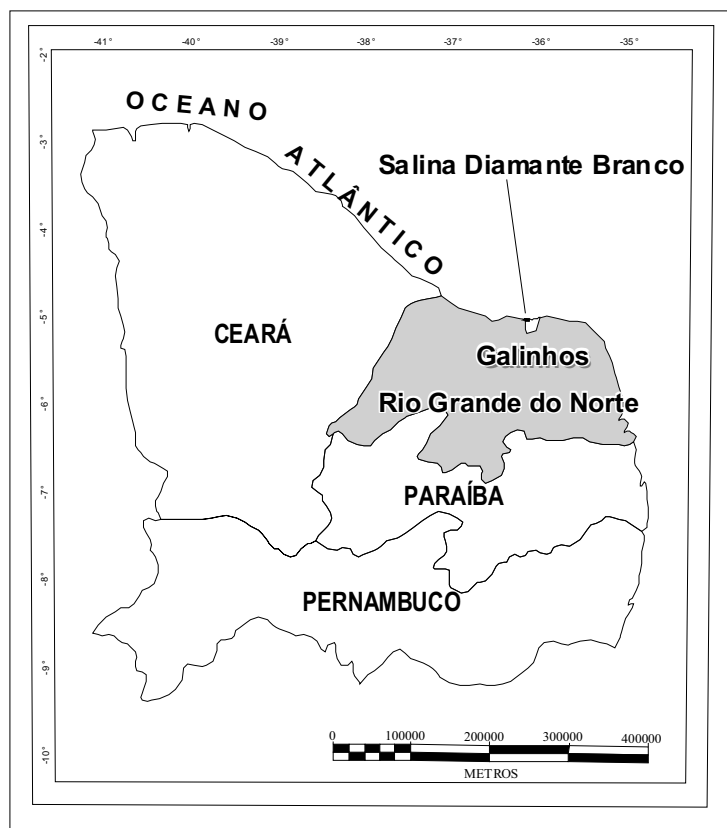


Figura 2: Mapa de localização da Salina Diamante Branco no município de Galinhos - RN.

4. MATERIAL E MÉTODOS

4.1 ESTRATÉGIAS EM CAMPO

As amostras biosedimentológicas foram coletadas no médiolitoral do estuário de Galinhos e nos tanques de evaporação, seguindo o gradiente de salinidade descrito na tabela 1. As salinidades de 48, 66, 78, 92 e 120‰ foram coletadas nas comportas de passagens entre um evaporador e outro.

Tabela 1: Valores de salinidade e temperatura nos tanques de evaporação e estuário na Salina Diamante Branco, Galinhos, RN. EV= tanques de evaporação.

Estações	Estuário	EV-1A	EV-2/3	EV-4	EV-4/5	EV5/6	EV-6/7	EV-7	EV-7/8
Salinidade (‰)	40	40	48	55	66	78	92	100	120
Temperatura (°C)	25.5	25.5	26	25.5	25.5	26	26	26	26

Para a amostragem foi utilizado um tubo de PVC (corer) com 5,0 cm de comprimento e 2,5 cm de diâmetro interno para coleta do sedimento dos evaporadores da Salina Dimante Branco e estuário de Galinhos no mês de setembro de 2000. Para padronização dos resultados, os dados foram convertidos em ind/10cm².

As amostras foram acondicionadas em potes plásticos contendo formol salino a 4%, tendo-se o cuidado de revolver bem o sedimento. Foram tomadas 3 réplicas de cada ambiente prospectado, determinando um gradiente de salinidade ao longo dos tanques de evaporação da Salina. Em cada ponto amostrado foram tomadas medidas de salinidade e temperatura, fatores abióticos utilizados como parâmetros para análises estatísticas.

Para a apresentação dos limites de salinidade e identificação dos limites de tolerância salina determinada para cada espécie da nematofauna, foi utilizado a classificação Veneza (Bulger *et al.*, 1993) (figura 3).

Limnético 0- 0,5‰	Oligohalino 0,5 - 5‰	Mesohalino 5 - 18‰	Polihalino 18- 30‰	Euhalino 30 - 40‰	Hiperhalino >40‰
------------------------------------	---------------------------------------	-------------------------------------	-------------------------------------	------------------------------------	--------------------------------------

Figura 3: Sistema Veneza de Salinidade mostrando os limites de variação salina de cada ambiente adaptado de Bulger *et al.*, (1993).

4.2 ESTRATÉGIAS DE LABORATÓRIO

A nematofauna foi extraída utilizando-se o método descrito por Elmgren (1976) que consiste no peneiramento úmido das amostras sedimentológicas em água corrente, através de peneiras com aberturas de malha de 0,044 mm e 0,5mm, para retenção dos Nematoda.

Os Nematoda foram retirados das amostras por elutriação, sendo colocados em tubos de Eppendorf com formol a 4%. Para identificação dos animais, foram confeccionadas lâminas permanentes de vidro, de acordo com o método descrito por De Grisse (1969), no qual utilizou-se três soluções:

Solução 1: 99% de formol (4%) e 1% de glicerina.

Solução 2: 95% de etanol e 5% de glicerina.

Solução 3: 50% de etanol e 50% de glicerina

De cada amostra foram triados aleatoriamente 100 Nematoda, sendo colocados em cadinho contendo solução 1. Esse cadinho foi colocado em dessecador contendo etanol por um período de 24 horas, para que todo o formol presente no animal evaporasse, sendo substituído pelo etanol presente no dessecador. Posteriormente, foi colocada a solução 2, cinco vezes a cada duas horas, à temperatura ambiente (método modificado pelo laboratório de Meiofauna UFPE). No final desse processo colocou-se a solução 3, na qual os Nematoda ficaram depositados até a montagem das lâminas.

Para a melhor disposição na lâmina foram utilizados cerca de dez animais por unidade. As lâminas foram previamente lavadas com álcool a 70%, para eliminação da gordura presente no vidro e preparadas com um círculo de parafina, contendo uma gota de glicerina no centro da lâmina. Os animais foram dispostos na glicerina, levando-se em consideração seu comprimento e diâmetro e recobertos por uma lamínula. Por

aquecimento, a parafina foi derretida e a lamínula aderida à lâmina através do resfriamento da parafina. As lâminas foram levadas a microscópio óptico para a identificação dos Nematoda, utilizando-se as chaves pictóricas propostas por Platt & Warwick 1983; 1988; Warwick et al., 1998. Alguns indivíduos foram identificados a nível específico com o auxílio da Nematoteca da Seção de Biologia Marinha da Universidade de Gent.

4.3 MICROSCOPIA ELETRÔNICA DE VARREDURA

A metodologia consiste primeiramente na abertura das lâminas e transferência de pelo menos 5 nematódeos em um cadinho contendo uma gota de glicerina pura. Logo após foi adicionado uma gota de água destilada a cada meia hora até que o cadinho estivesse cheio com cerca de $\frac{3}{4}$ da solução. O cadinho contendo a solução foi deixado em repouso durante uma manhã. Foi tomado outro cadinho previamente limpo contendo 4 gotas de água destilada no qual os Nematoda foram transferidos com um auxílio de uma pinça de um cadinho para o outro.

Um tratamento ultra-sônico foi utilizado para retirada de possíveis impurezas ou partículas que pudessem estar presentes na cobertura da cutícula dos Nematoda durante 10 minutos. Os Nematoda foram introduzidos numa armação ou bloco com etanol (25%), seguindo um processo gradual de desidratação.

No segundo dia a desidratação foi completada durante o dia durante 2 horas com a utilização com soluções de etanol de 50%, 75%, 95% e 100%. Logo após, os Nematoda foram deixados em repouso na solução de etanol a 100% durante uma noite.

Os espécimes foram montados em um bloco com fibras de vidro, sendo estes transferidos em um tubo, no qual a região da cabeça era colocada sobre as fibras de vidro a fim de se visualizar a região bucal.

Um pequeno tubo contendo os Nematoda foi impregnado com ouro para posterior leitura e visualização das estruturas externas em microscópio eletrônico de varredura.

4.4 PARÂMETROS DE DIVERSIDADE

A biodiversidade dos Nematoda entre as estações foi determinada utilizando-se os índices de Hill (1973) e Shannon Winner, no qual:

N_0 = número de espécies presentes nas amostras

$N_1 = \exp(H')$, onde $H' = -\sum p_i \times \ln p_i$; P_i = abundância relativa de cada espécie.

$N_2 = 1/D$, onde $D = \sum p_i^2$

$N_{inf} = 1/p_i$

Shannon-Wiener = $H' = -\sum p_i \times \ln p_i$

Para medida de Equitabilidade foi utilizado o índice de Pielou = $H'/\ln(S)$.

A curva de k-dominância é um método gráfico que disponibiliza a comparação da diversidade das espécies entre as estações. Plotando a abundância cumulativa relativa contra a abundância de espécies gera-se a curva chamada de k-dominância (Lambshead *et al*, 1983). A curva localizada na posição superior do gráfico é considerada uma estação menos diversificada em relação à riqueza de espécies da nematofauna, enquanto que a posição inferior no gráfico à estação torna-se a mais diversificada.

Uma classificação mais moderna do Filo Nematoda foi empregada nesse estudo no gradiente hipersalino, utilizando-se o sistema de Blaxter *et al.* (1998) que empregaram, dados moleculares para realização de uma nova classificação para o Filo Nematoda, dividindo o filo em duas classes: Chromadorea e Enoplea (figura 5).

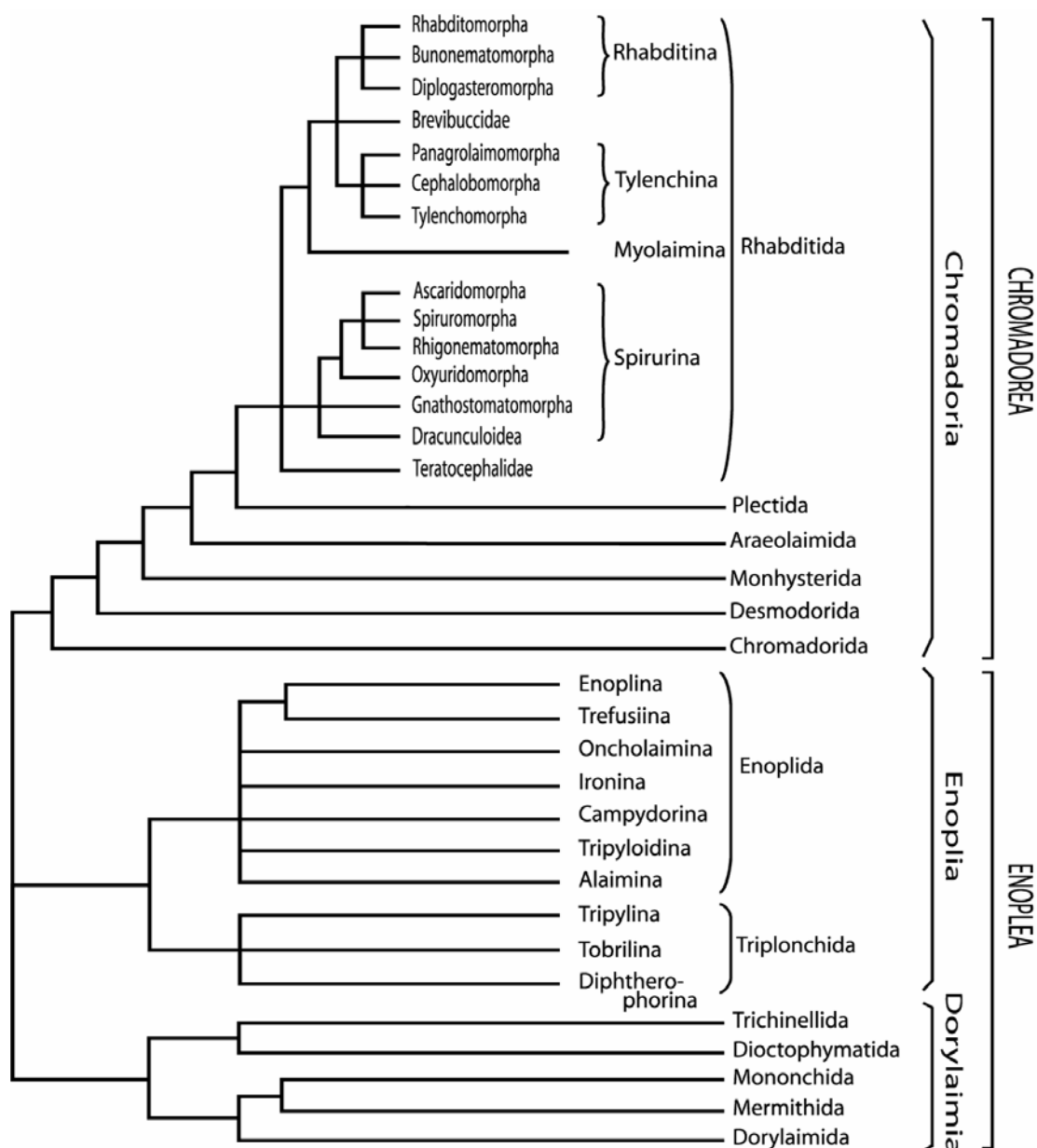


Figura 5: Classificação baseada em seqüências de DNA de 53 espécimes (Blaxter et al., 2001).

4.6 Abundância Relativa

A abundância relativa da nematofauna foi calculada pela fórmula:

$$A = N.100/N_a$$

Onde:

N = número de organismos de cada gênero da amostra

N_a = número total de organismos na amostra

4.7 Classificação Trófica

A nematofauna foi classificada quanto à tipologia bucal em duas classificações distintas. A primeira, baseada na estrutura bucal dos Nematoda, é proposta por Wieser (1953) e classifica o filo em 4 tipos:

Grupo 1: Sem armadura bucal

Tipo 1A: comedores seletivos de depósitos, com representantes com pequena ou estrutura bucal ausente.

Tipo 1B: comedores não seletivos de depósitos, com representantes com cavidade bucal de tamanho moderado.

Grupo 2: Com armadura bucal

Tipo 2A: Comedores de epistratos, representantes com tamanho médio da boca e com pequenos dentes.

Tipo 2B: Predadores, representantes com cavidade bucal larga, armada com dentes grandes e alguns representantes com mandíbulas.

A segunda, criada por Moens & Vincx (1997) é baseada em observações experimentais sobre a alimentação de representantes de ambientes aquáticos e estuarinos. Os autores refinaram a classificação de Wieser, incluindo, além dos tipos existentes mais 2 tipos bucais, propondo 6 tipos tróficos.

CF: comedores de ciliados

EF: comedores de epistratos

DF: comedores de depósitos

M: micrófagos (bactérias)

P: Predadores

FP: Predadores facultativos

4.8 Parâmetros populacionais

Foi determinada a estrutura populacional da nematofauna, identificando os estágios de desenvolvimento sexual em: fêmeas, fêmeas grávidas, machos e juvenis

4.9 ANÁLISES ESTATÍSTICAS

Para a análise da estrutura da comunidade foi feita uma matriz da comunidade, utilizando o índice de Bray-Curtis com os dados transformados por raiz quarta. A significância das similaridades foi testada pelo ANOSIM (Clarke & Warwick, 1994).

Para estabelecer a relação entre as variáveis ambientais e a estrutura da comunidade nematofaunística foi aplicada à análise BIOENV (Clarke & Warwick op. cit.).

Para determinação das espécies que contribuíram com as dissimilaridades e as diferenças entre as estações, foi utilizada a análise denominada SIMPER (Clarke & Warwick, 1994). Todos esses procedimentos foram realizados com o programa PRIMER versão 5.0.

5. RESULTADOS

5.1 DENSIDADE

Os valores máximo e mínimo da densidade dos Nematoda estabeleceram-se em salinidades de 40‰ e 66‰ respectivamente. Valores intermediários foram determinados entre 55‰ a 92‰ enquanto que, em salinidades mais altas os valores de densidades foram expressivos (figura 6).

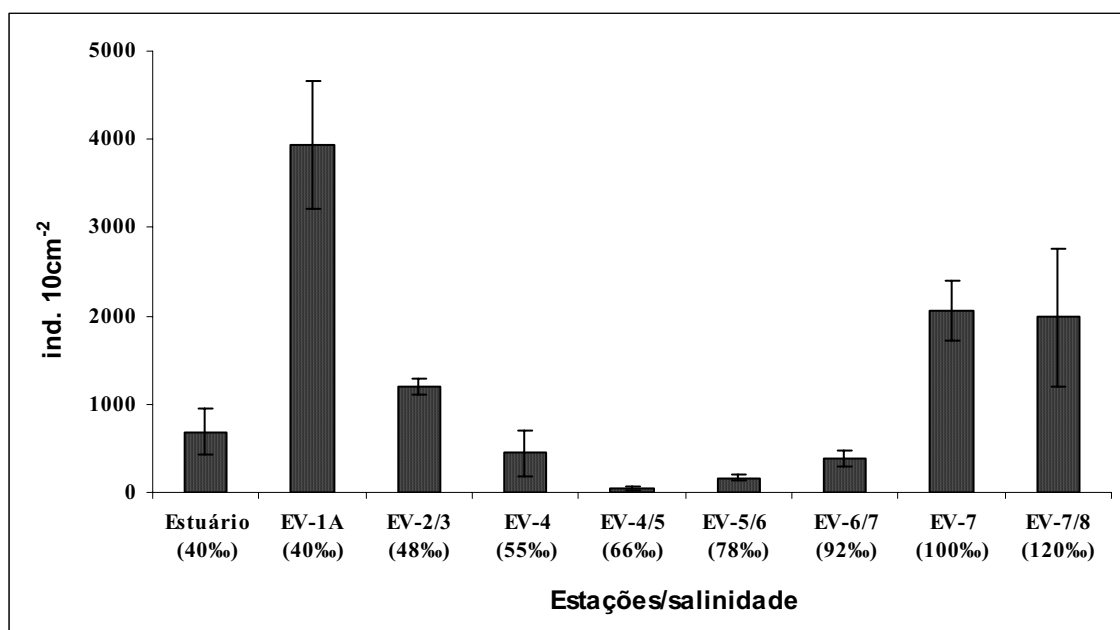


Figura 6: Densidade da nematofauna ao longo do gradiente hipersalino.

5.2 LISTA TAXONÔMICA

A Classificação de Blaxter *et al.*, (1998) utilizaram 53 subunidades do DNA ribossomal de representantes do filo de diversos hábitos e habitats.

5.2.1 LISTA TAXONÔMICA LORENZEN (1994).

Ordem **ENOPLIDA** Filipjev, 1929

Subordem Enoplina Chitwood & Chitwood, 1937

Família IRONIDAE

Trissonchulus Cobb, 1920

Syringolaimus De Man, 1888

Família OXYSTOMIDAE

Oxystomina Filipjev, 1921

Família ONCHOLAIMIDAE

Viscosia De Man, 1890

Metoncholaimus Filipjev, 1918

Oncholaimellus De Man, 1890

Oncholaimus Dujardin, 1845

Oncholaimus oxyuris Ditlevsen, 1911

Subordem TRIPYLOIDINA

Família TRIPYLOIDIDAE

Bathylaimus Cobb, 1894

Tripyloides De Man, 1886

Ordem TREFUSIIDAE

Família TREFUSIIDAE

Rhabdocoma Cobb, 1920

Família: MONOPOSTHIIDAE

Monoposthia De Man, 1889

Subclasse **CHROMADORIA**

ORDEM **CHROMADORIDA**

Subordem **CHROMADORINA**

Família CHROMADORIDAE

Actinonema Cobb, 1920
Chromadora Bastian, 1865
Chromadorella Filipjev, 1918
Dichromadora Kreis, 1929
Euchromadora De Man, 1886
Hypodontolaimus, De Man 1886
Neochromadora Micoletzky, 1924
Spilophorella Filipjev, 1917
Trochamus Boucher & Bovée, 1972
Parachormadorita Blome, 1974
Prochromadorella, Micoletzky, 1924
Chromadora Bastian, 1865
Acantholaimus, Allgén, 1933
Ptycholaimellus Cobb, 1920

Família COMESOMATIDAE

Hopperia Vitiello, 1969
Comesoma Bastian, 1865
Pierrickia Vitiello, 1970
Sabatieria Rouville, 1903
Dorylaimopsis Ditlevsen, 1918
Metacomesoma Wieser, 1954
Dorylaimopsis Ditlevsen, 1918
Paracomesoma Hopper, 1967

Família ETHMOLAIMIDAE

Ethmolaimus De Man, 1880
Gomphonema Wieser & Hopper, 1966
Neotonchus Cobb, 1933

Família CYATHOLAIMIDAE

Paralongicyatholaimus Stekhoven, 1942
Cyatholaimus Bastian, 1865
Paracanthonchus Micoletzky, 1924
Paralongicyatholaimus, Stekhoven, 1942
Molgolaimus Ditlevsen, 1921
Marylynnia Hopper, 1977
Paracyatholaimus separatus, Wieser, 1954
Metacyatholaimus Stekhoven, 1942
Acanthonchus Cobb, 1920
Pomponema Cobb, 1970

Família SELACHNEMATIDAE

Halichoanolaimus De Man, 1886

Richtersia Steiner, 1916

Família DESMODORIDAE

Perspiria Wieser & Hopper, 1967

Metachromadora Filipjev, 1918

Spirinia Gerlach, 1963

Desmodora De Man, 1889

Sigmophoranema Hope & Murphy, 1972

Família MICROLAIMIDAE

Aponema Jensen, 1978

Bolbolaimus Cobb, 1920

Microlaimus De Man, 1880

Spirobolbolaimus Soertaert & Vincx, 1988

Subordem Leptolaimina

Ordem Monhysterida

Família MONHYSTERIDAE

Diplomaimella Allgén, 1929

Thalassomonhystera Jacobs, 1987

Família CERAMONEMATIDAE

Pselionema Cobb, 1933

Família XYALIDAE

Gnomoxyala Lorenzen, 1977

Steineria Micoletzky, 1922

Daptonema Cobb, 1920

Retrotheristus Lorenzen, 1977

Promonhystera Wieser, 1956

Theristus Bastian, 1865

Pseudosteineria Wieser, 1956

Família SPHAEROLAIMIDAE

Doliolaimus Lorenzen, 1966

Sphaerolaimus Bastian, 1865

Família LINHOMOEIDAE

Megadesmolaimus Wieser, 1954

Metalinhomoeus De Man, 1907
Terschellingia De Man, 1988
Terschellingia longicaudata De Man, 1907
Linhomoeus Bastian, 1865
Desmolaimus De Man, 1880

Família AXONOLAIMIDAE

Axonolaimus De Man, 1889
Ascolaimus Ditlevsen, 1919
Odontophora Bütschli, 1874
Parodontophora Timm, 1963

5.2.2 LISTA TAXONÔMICA Blaxter *et al.*, (1998).

Filo NEMATODA
Classe ENOPLEA Inglis, 1983
Subclasse ENOPLIA Pearse, 1942
Ordem ENOPLIDA Chitwood & Chitwood, 1937
Subordem Oncholaimina De Coninck, 1965
Superfamília Oncholaimoidea Filipjev, 1916

Família Oncholaimidae Filipjev, 1916
Viscosia De Man, 1890
Metoncholaimus Filipjev, 1918
Oncholaimellus De Man, 1890
Oncholaimus Dujardin, 1845
Oncholaimus oxyuris Ditlevsen, 1911

Subordem Ironina Siddiqi, 1983
Superfamília Ironoidea De Man, 1876

Família Ironidae De Man, 1876
Trissonchulus Cobb, 1920
Syringolaimus De Man, 1888

Família Oxystomina Chitwood, 1935
Oxystomina Filipjev, 1921

Subordem Tripyloidina De Coninck, 1965
Superfamília Tripyloidea Filipjev, 1928

Família Tripyloididae Filipjev, 1928
Bathylaimus Cobb, 1894
Triploides De Man, 1886

Ordem Trefusiidae Lorenzen, 1981
Superfamília Trefusoidea Gerlach, 1966

Família Trefusiidae Gerlach, 1966
Rhabdocoma Cobb, 1920

Classe Chormadorea Inglis, 1983
SubClasse Chromadoria Pearse, 1942
Ordem Chromadorida Chitwood, 1933
Subordem Chromadorina Filipjev, 1928

Família Chromadoridae Filipjev, 1917
Actinonema Cobb, 1920
Chromadora Bastian, 1865
Chromadorella Filipjev, 1918
Dichromadora Kreis, 1929
Euchromadora De Man, 1886
Hypodontolaimus, De Man 1886
Neochromadora Micoletzky, 1924
Spilophorella Filipjev, 1917
Trochamus Boucher & Bovée, 1972
Parachormadorita Blome, 1974
Prochromadorella, Micoletzky, 1924
Chromadora Bastian, 1865
Acantholaimus, Allgén, 1933
Ptycholaimellus Cobb, 1920

1941 Família Ethmolaimidae Filipjev & Schuurmans Stekhoven,
Ethmolaimus De Man, 1880

Família Neotonchidae Wieser & Hopper, 1966
Neotochus Cobb, 1933
Gomphonema Wieser & Hopper, 1966

Família Cyatholaimidae Filipjev, 1918
Paralongicyatholaimus Stekhoven, 1942
Cyatholaimus Bastian, 1865
Paracanthonchus Micoletzky, 1924
Paralongicyatholaimus, Stekhoven, 1942
Molgolaimus Ditlevsen, 1921
Marylynnia Hopper, 1977
Paracyatholaimus separatus, Wieser, 1954
Metacyatholaimus Stekhoven, 1942
Acanthonchus Cobb, 1920
Pomponema Cobb, 1970

Família SELACHNEMATIDAE
Halichoanolaimus De Man, 1886
Richtersia Steiner, 1916

Ordem Desmodorida De Coninck, 1965

Superfamília Desmodoroidea Filipjev, 1922

Família Desmodoridae Filipjev, 1922

Perspiria Wieser & Hopper, 1967

Metachromadora Filipjev, 1918

Spirinia Gerlach, 1963

Desmodora De Man, 1889

Sigmophoranema Hope & Murphy, 1972

Superfamília Microlaimoidea Micoletzky, 1922

Família Microlaimidae Micoletzky, 1922

Aponema Jensen, 1978

Bolbolaimus Cobb, 1920

Microlaimus De Man, 1880

Spirobolbolaimus Soertaert & Vincx, 1988

Família Monoposthiidae Filipjev, 1934

Monoposthia De Man, 1889

Ordem Monhysterida Filipjev, 1929

Subordem Monhysterina De Coninck & Schuurmans
Stekhoven, 1933

Família Monhysteridae De Man, 1876

Diplomaimella Allgén, 1929

Thalassomonhystera Jacobs, 1987

Família Xyalidae, Chitwood, 1951

Gnomoxyala Lorenzen, 1977

Steineria Micoletzky, 1922

Daptonema Cobb, 1920

Retrotheristus Lorenzen, 1977

Promonhystera Wieser, 1956

Theristus Bastian, 1865

Pseudosteineria Wieser, 1956

Família Sphaerolaimidae Filipjev, 1918

Doliolaimus Lorenzen, 1966

Sphaerolaimus Bastian, 1865

Subordem Linhomoeina Andrassy, 1974

Família Linhomoeidae Filipjev, 1922

Megadesmolaimus Wieser, 1954

Metalinhomoeus De Man, 1907

Terschellingia De Man, 1988

Terschellingia longicaudata De Man, 1907

Linhomoeus Bastian, 1865

Desmolaimus De Man, 1880

Ordem Araeolaimidae De Coninck & Schuurmans
 Stekhoven, 1953
 Superfamília Axonolaimoidea Filipjev, 1918
 Família Axonolaimidae Filipjev, 1918
Axonolaimus De Man, 1889
Ascolaimus Ditlevsen, 1919
Odontophora Bütschli, 1874
Parodontophora Timm, 1963

 Família Comesomatidae Filipjev, 1918
Hopperia Vitiello, 1969
Comesoma Bastian, 1865
Pierrickia Vitiello, 1970
Sabatieria Rouville, 1903
Dorylaimopsis Ditlevsen, 1918
Metacomesoma Wieser, 1954
Dorylaimopsis Ditlevsen, 1918
Paracomesoma Hopper, 1967

 Ordem Plectidae Malakhov, 1982
 Super-família Ceramonematidae Cobb, 1933
 Família Ceramonematidae Cobb, 1933
Pselionema Cobb, 1933

5.3 ESTRUTURA DA COMUNIDADE

Considerando o gradiente hipersalino, foram identificados no total 77 gêneros/espécies de Nematoda pertencendo a 19 famílias (tabela 2). Quando medido em cada evaporador, o estuário e EV-1A apresentaram as maiores quantidades de gêneros com 45 e 33 respectivamente, o mesmo aplicado ao número de famílias (tabela 2).

Dentre todas as famílias, Ethmolaimidae com 23% foi a mais abundante seguida por Linhomoeidae com 17%. Oxystominidae, Trefusiidae, Monoposthiidae, Ceramonematidae, Xyalidae, Sphaerolaimidae e Axonolaimidae estiveram presentes com menos de 1% em termos de abundância (tabela 3).

Tabela 2: Número de gêneros/famílias registrados em cada salinidade no gradiente da Salina Diamante Branco, Galinhos/RN.

	Estuário (40‰)	EV-1A (40‰)	EV-2/3 (48‰)	EV-4 (55‰)	EV-4/5 (66‰)	EV-5/6 (78‰)	EV-6/7 (92‰)	EV-7 (100‰)	EV-7/8 (120‰)
Número de Gêneros	45	33	30	18	21	14	3	11	5
Números de Famílias	15	14	14	9	10	7	2	5	4

Tabela 3: Abundância das famílias de Nematoda presente no gradiente hipersalino.

Famílias	Gêneros	Abundância relativa %
IRONIDAE	<i>Trissonchulus</i> sp1	8.31
	<i>Syringolaimus</i> sp1	
OXYSTOMIDAE	<i>Oxystomina</i> sp1	0.12
ONCHOLAIMIDAE	<i>Viscosia</i> sp1	12.75
	<i>Metoncholaimus</i> sp1	
	<i>Oncholaimellus</i> sp1	
	<i>Oncholaimus</i> sp2	
	<i>Oncholaimus oxyuris</i>	
TRIPYLOIDIDAE	<i>Bathylaimus</i> sp1	2.43
	<i>Triploides</i> sp1	
TREFUSIIDAE	<i>Rhabdocoma</i> sp1	0.08
MONOPOSTHIIDAE	<i>Monoposthia</i> sp1	0.21
CERAMONEMATIDAE	<i>Pselionema</i> sp1	0.08
XYALIDAE	<i>Gnomoxyala</i> sp1	7.89
	<i>Steineria</i> sp1	
	<i>Daptonema</i> sp1	
	<i>Retrotheristus</i> sp1	
	<i>Promonhystera</i> sp1	
	<i>Theristus</i> sp1	
	<i>Pseudosteineria</i> sp1	
	<i>Doliolaimus</i> sp1	
	<i>Sphaerolaimus</i> sp1	
	<i>Megadesmolaimus</i> sp1	
SPHAEROLAIMIDAE	<i>Metalinhomoeus</i> sp1	18.47
	<i>Terschellingia longicaudata</i>	
	<i>Terschellingia</i> sp2	
	<i>Linhomoeus</i> sp1	
	<i>Desmolaimus</i> sp1	
AXONOLAIMIDAE	<i>Axonolaimus</i> sp1	0.86
	<i>Ascolaimus</i> sp1	
	<i>Odontophora</i> sp1	
	<i>Parodontophora</i> sp1	
CHROMADORIDAE	<i>Actinonema</i> sp1	3.86
	<i>Chromadora</i> sp1	
	<i>Chromadorella</i> sp1	
	<i>Dichromadora</i> sp1	
	<i>Euchromadora</i> sp1	
	<i>Hypodontolaimus</i> sp1	
	<i>Neochromadora</i> sp1	
	<i>Spilophorella</i> sp1	
	<i>Trochamus</i> sp1	
	<i>Parachromadorita</i> sp1	
	<i>Prochromadorella</i> sp1	
	<i>Chromadora</i> sp1	
	<i>Acantholaimus</i> sp1	
	<i>Ptycholaimellus</i> sp1	
COMESOMATIDAE	<i>Hopperia</i> sp1	1.97
	<i>Comesoma</i> sp1	
	<i>Pierrickia</i> sp1	
	<i>Sabatieria</i> sp1	
	<i>Dorylaimopsis</i> sp1	
	<i>Metacomesoma</i> sp1	
	<i>Dorylaimopsis</i> sp1	
CYATHOLAIMIDAE	<i>Paracomomesoma</i> sp1	7.74
	<i>Paralongicyatholaimus</i> sp1	

	<i>Cyatholaimus</i> sp1	
	<i>Paracanthonchus</i> sp1	
	<i>Molgolaimus</i> sp1	
	<i>Marylynnia</i> sp1	
	<i>Paracyatholaimus separatus</i>	
	<i>Metacyatholaimus</i> sp1	
	<i>Acanthonchus</i> sp1	
	<i>Pomponema</i> sp1	
DESMODORIDAE	<i>Perspiria</i> sp1	3.78
	<i>Metachromadora</i> sp1	
	<i>Spirinia</i> sp1	
	<i>Desmodora</i> sp1	
	<i>Sigmophoranema</i> sp1	
ETHMOLAIMIDAE	<i>Ethmolaimus</i> sp1	23.27
	<i>Gomphonema</i> sp1	
	<i>Neotonchus</i> sp1	
SELACHNEMATIDAE	<i>Halichoanolaimus</i> sp1	1.15
	<i>Richtersia</i> sp1	
MICROLAIMIDAE	<i>Aponema</i> sp1	2.01
	<i>Bolbolaimus</i> sp1	
	<i>Microlaimus</i> sp1	
	<i>Spirobolbolaimus</i> sp1	
MONHYSTERIDAE	<i>Diplolaimella</i> sp1	4.12
	<i>Thalassomonhystera</i> sp1	

Seguindo o sistema Veneza de classificação de salinidade foi determinado o limite de tolerância salina identificados para cada família e gênero de Nematoda. Ethmolaimidade, Monhysteridae apresentaram uma ampla distribuição no gradiente salino, enquanto Sphaerolaimidade e Ceramonematidae estiveram presentes apenas na salinidade de 40‰ (figura 8). *Terschellingida longicaudata*, *Neotonchus* sp1, *Thalassomonhystera* sp1, *Theristus* sp1 ocorreram em quase todo o gradiente, apresentando assim uma ampla tolerância salina (figura 9).

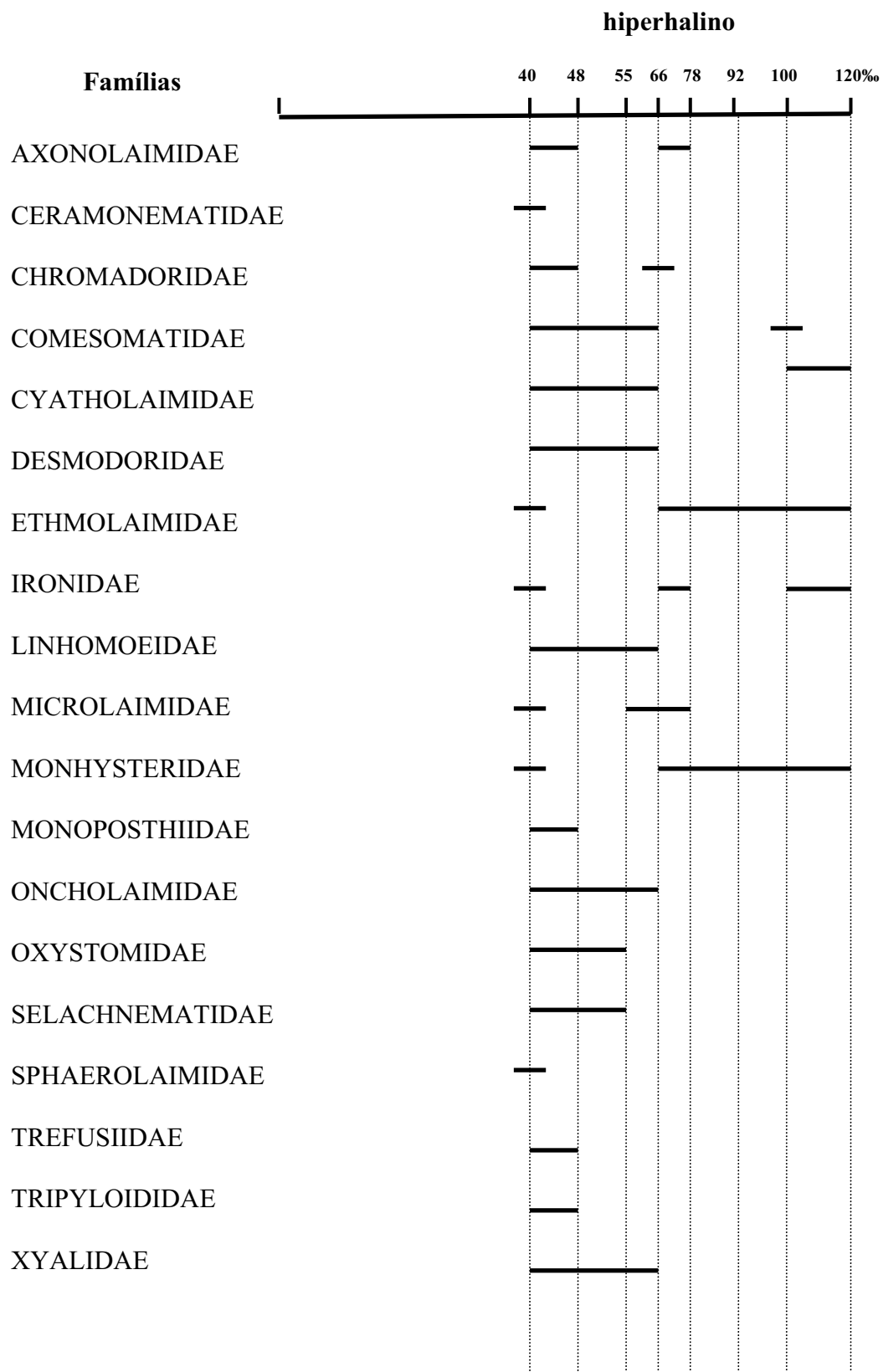
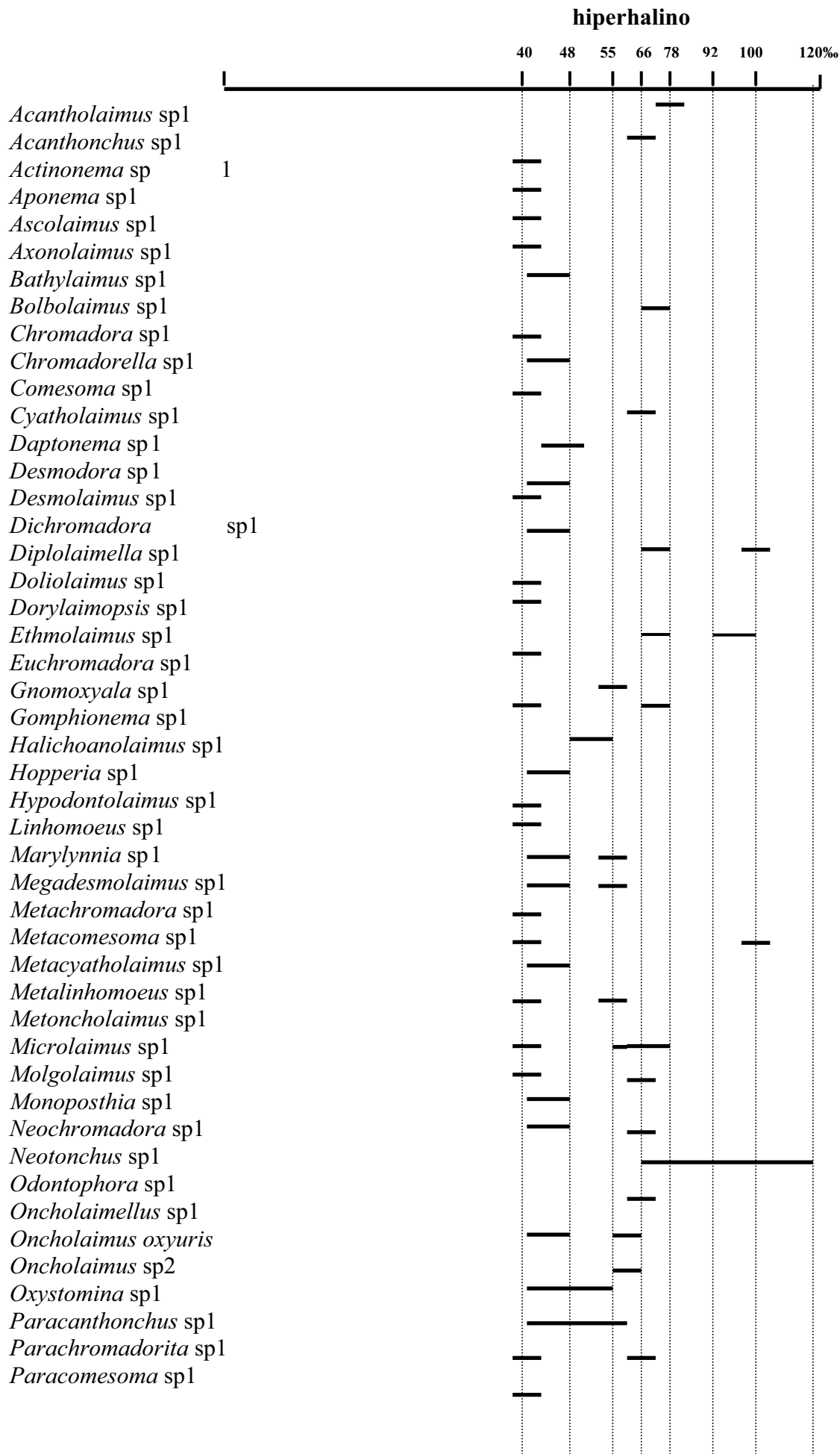


Figura 7: Limites de salinidade para as famílias de Nematoda na Salina Diamante Branco, Galinhos RN.



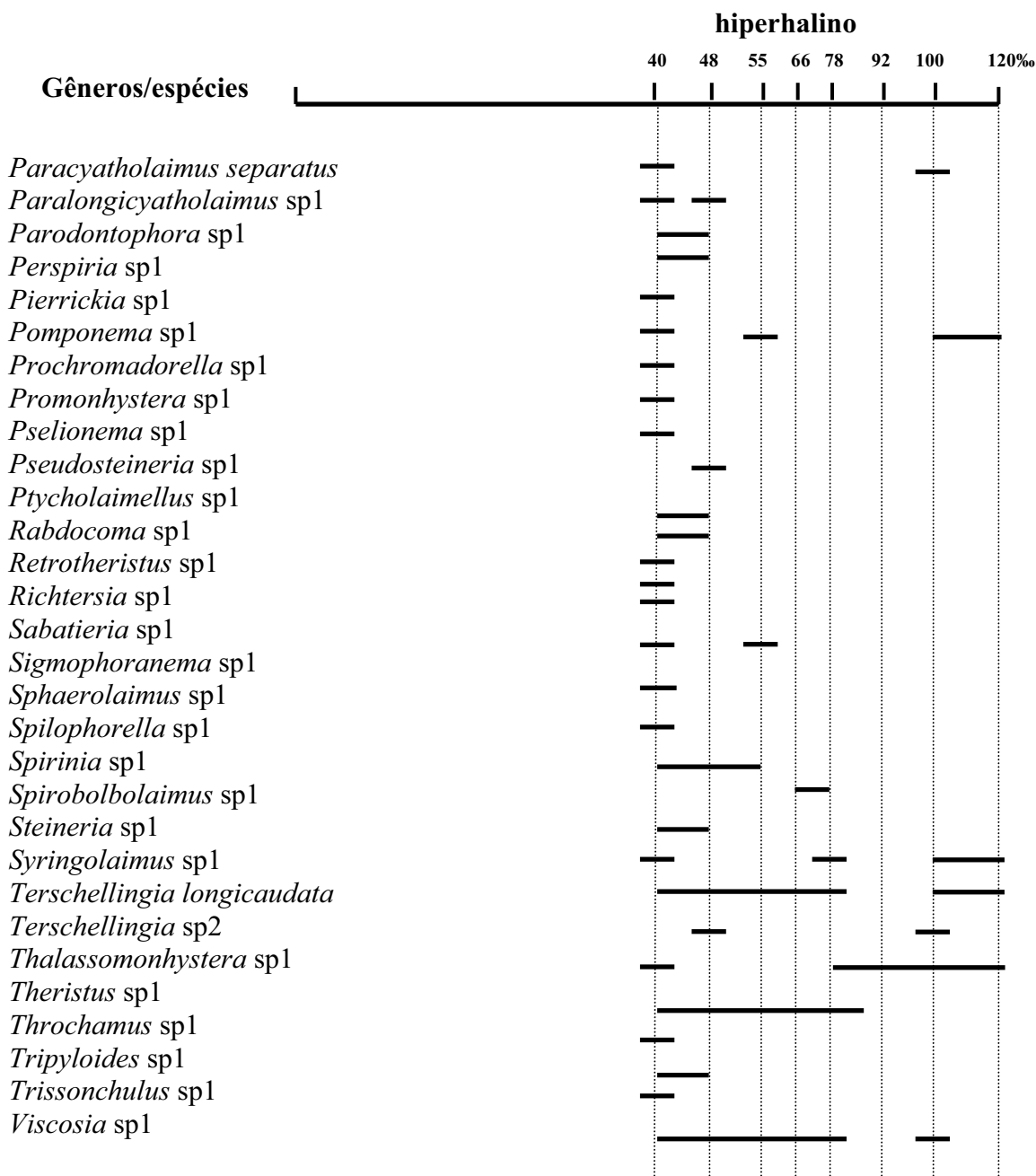


Figura 8: Limites de salinidade para as espécies de Nematoda identificadas na Salina Diamante Branco, Galinhos, RN.

5.4 PARÂMETROS DE DIVERSIDADE/EQUITABILIDADE

A diversidade dos gêneros de Nematoda utilizando Shannon-Winner variou de 0,133 na salinidade de 92‰, a 2,742 na salinidade de 40‰ (EV-1A) (Tabela 4). Utilizando os índices de Hill (1973) os valores de diversidade apresentaram uma tendência de diminuição no gradiente salino (figura 9). Para os valores de equitabilidade o menor valor foi registrado na salinidade de 92‰ provavelmente devido ao baixíssimo número de espécies presentes nessa salinidade foram apenas 3.

Tabela 4: Índices de diversidade da nematofauna.

Índices de Hill	Estuário (40‰)	EV-1A (40‰)	EV-2/3 (48‰)	EV-4 (55‰)	EV-4/5 (66‰)	EV-5/6 (78‰)	EV-6/7 (92‰)	EV-7 (100‰)	EV-7/8 (120‰)
Shannon – Wiener (H')	2,622	2,742	2,347	1,541	2,099	1,327	0,133	1,465	0,985
Equitabilidade (J')	0.58 (±0.19)	0.71 (±0.05)	0.66 (±0.09)	0.50 (±0.05)	0.62 (±0.11)	0.43 (±0.20)	0.11 (±0.03)	0.51 (±0.16)	0.51 (±0.26)

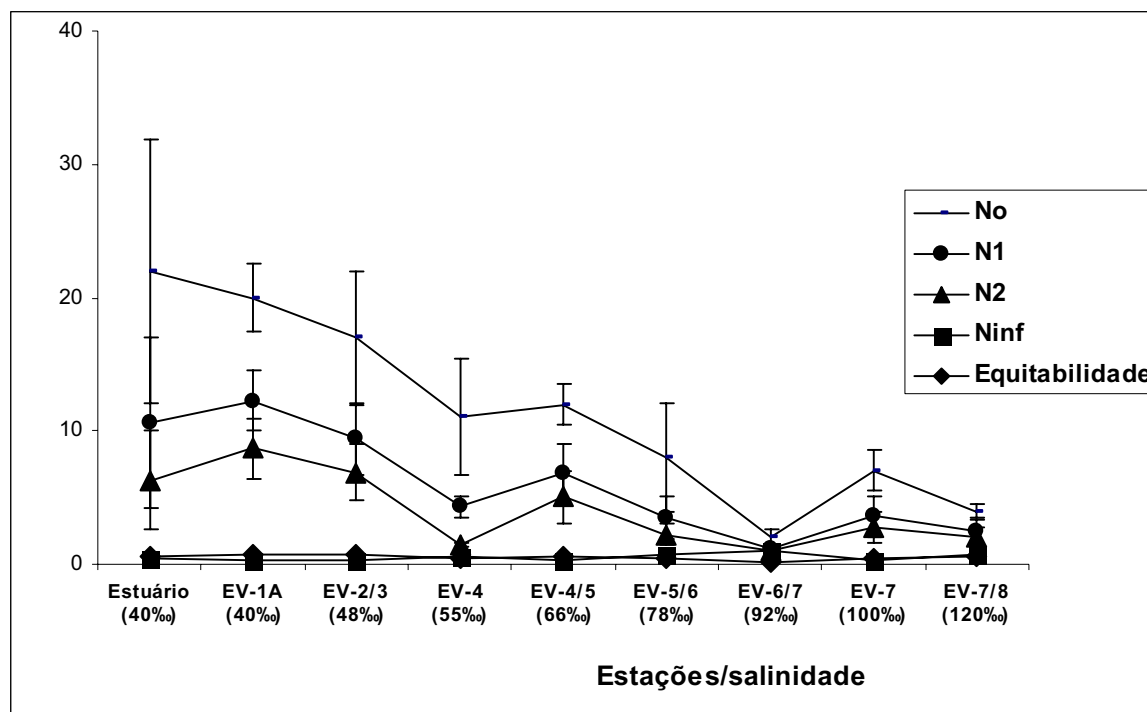


Figura 9: Biodiversidade medida pelos índices de Hill (1973) ao longo das estações de coleta.

Em relação aos resultados de abundância relativa dos gêneros de Nematoda em todas as estações, foi identificado que na salinidade de 92‰ (EV-6/7) a curva no limite superior mostrou uma baixa diversidade, enquanto que na salinidade de 40‰ (EV-1A) a curva k-dominância apresentou uma alta diversidade para os gêneros de Nematoda prospectados no gradiente hipersalino (figura 10).

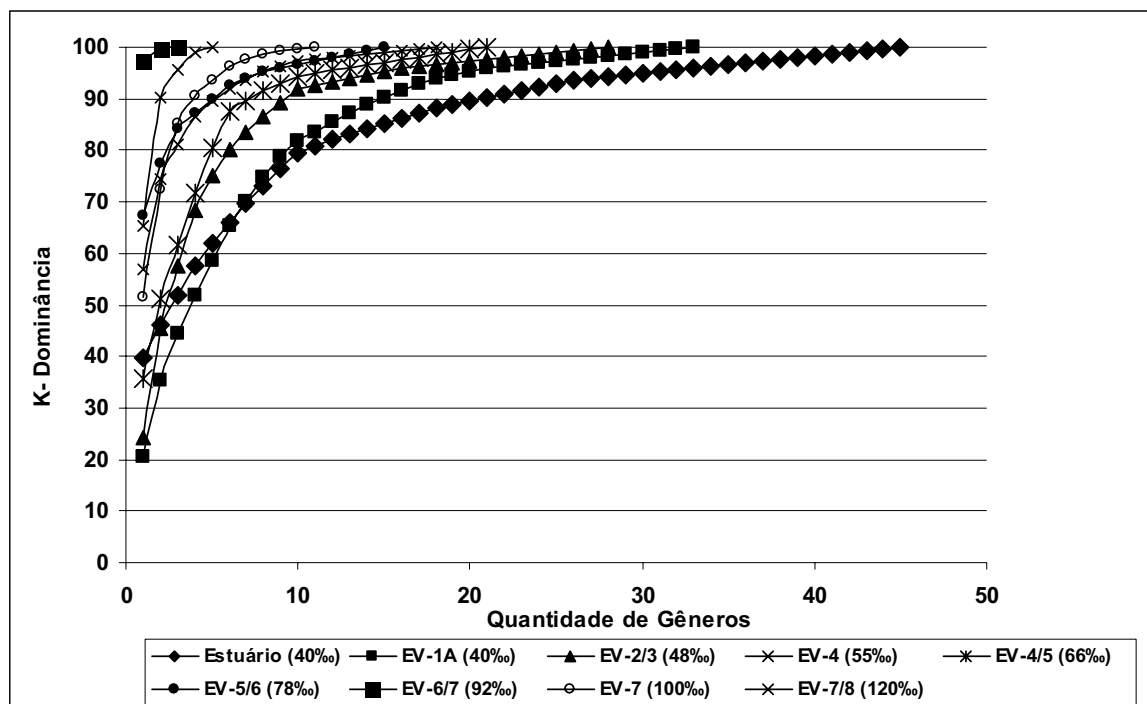


Figura 10: Curva de k-dominância dos gêneros da nematofauna no gradiente hipersalino.

5.5 ESTÁGIO DE DESENVOLVIMENTO DA NEMATOFAUNA

A estrutura da população esteve dominada por mais de 50% de juvenis em quase todas as salinidades estudadas, exceto na salinidade de 92‰ que apresentou elevada porcentagem de fêmeas grávidas na população (figura 11).

O percentual de machos na população foi de no máximo 20% em todo o gradiente hipersalino, desaparecendo da população nas salinidades mais elevadas.

A porcentagem de fêmeas registrou os maiores valores na salinidade de 120‰ (35.5%), enquanto que fêmeas grávidas estiveram presentes em elevado número na salinidade de 92‰ (40%).

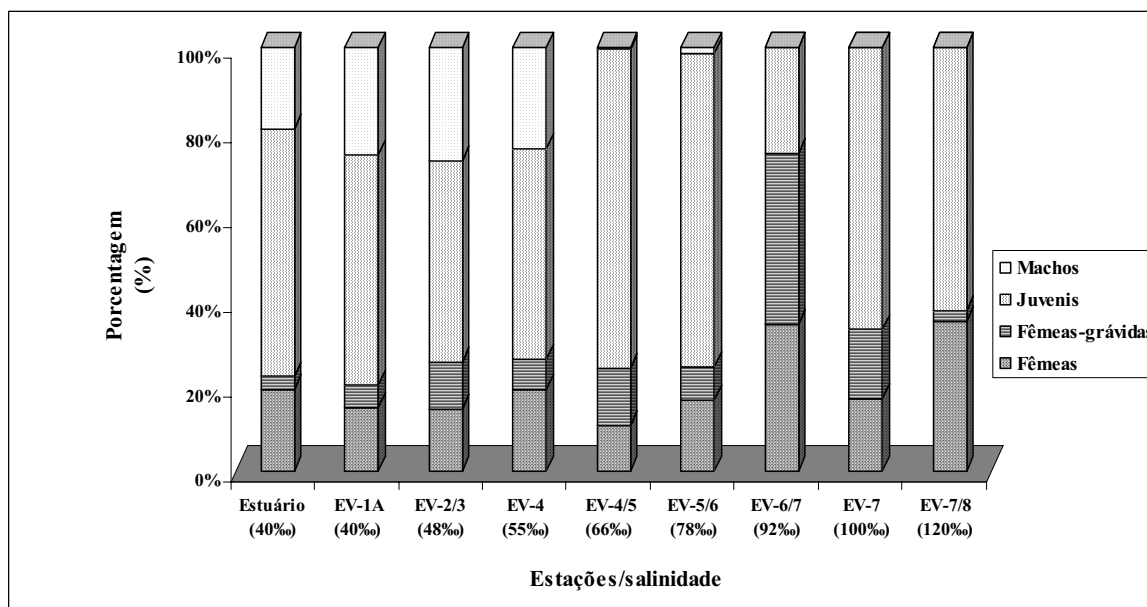


Figura 11: Estrutura populacional da nematofauna no gradiente hipersalino.

5.6 GRUPOS TRÓFICOS

Qualitativamente, as assembléias de Nematoda estiveram dominadas pelos comedores de depósito (1A + 1B), apresentando valores acima de 50% da população. Os comedores de epístratos (2A) foram os mais abundantes em salinidades intermediárias entre 66 – 92‰, sendo nessa última com 99.7%, devido à grande abundância de *Ethmolaimus* sp1 nessa salinidade. Os comedores não seletivos de depósitos praticamente desapareceram nesses limites de salinidade. Os predadores e onívoros (2B) foram os mais abundantes em 55‰ e 120‰ com 66% e 64% (figura 12).

Os comedores de epístratos, na classificação de Moens & Vincx, foram os que estiveram presentes em maior abundâncias, enquanto os comedores de cíliados e micrófagos apresentaram baixos valores ao longo do gradiente (tabela 5).

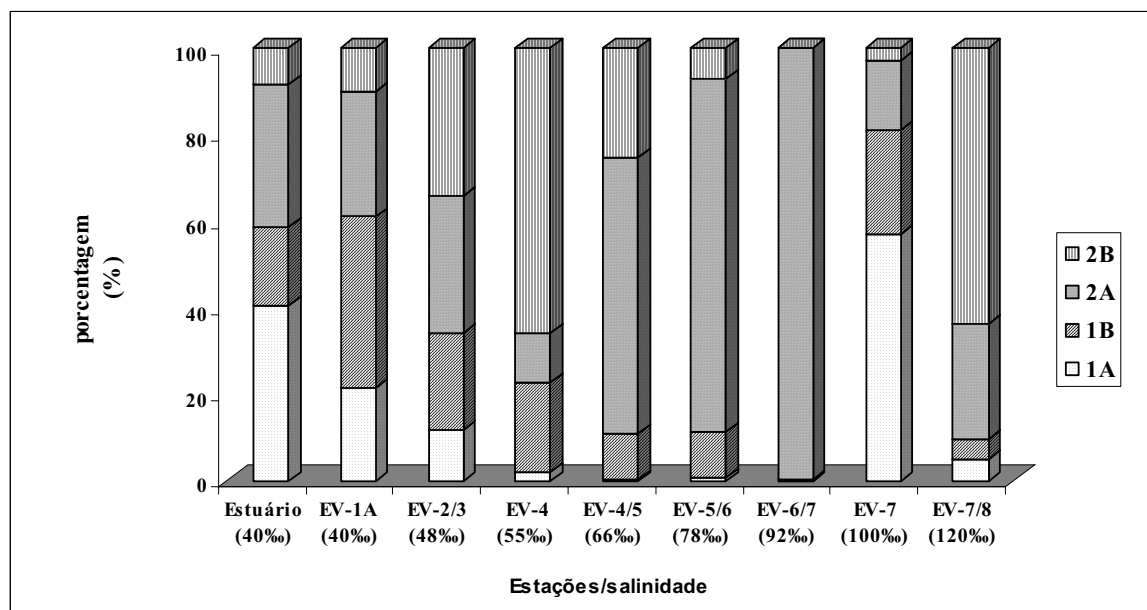


Figura 12: Abundância relativa dos tipos tróficos da nematofauna seguindo a classificação de Wieser (1953).

Tabela 5: Classificação dos gêneros de Nematoda em grupos tróficos seguindo Wieser (1953) e Moens & Vincx (1997). 1A: Comedores Seletivos de Depósitos; 1B: Comedores não seletivos de depósitos; 2A: Comedores de epistratos; 2B: Predadores e onívoros (Wieser, 1953). M: micrófagos (bactérias); CF: comedores de ciliados; DF: comedores de depósitos; EF: comedores de epistratos; FP: Predadores facultativos; P: Predadores *sensu stricto* (Moens & Vincx, 1997).

Família/Gênero	Salinidade (‰)	Tipologia bucal	
		Wieser (1953)	Moens & Vincx (1997)
IRONIDAE			
<i>Trissonchulus</i> sp Cobb, 1920	40‰	2B	P
<i>Syringolaimus</i> sp De Man, 1888	40‰, 66‰, 78‰, 100‰, 120‰	2B	P
OXYSTOMINAE			
<i>Oxystomina</i> sp Filipjev, 1921	40‰, 48‰, 55‰	1A	M
ONCHOLAIMIDAE			
<i>Viscosia</i> sp De Man, 1890	40‰, 48‰, 55‰, 66‰	2B	FP
<i>Metoncholaimus</i> sp Filipjev, 1918	48‰, 55‰	2B	P ou PF (?)
<i>Oncholaimellus</i> sp De Man, 1890	48‰, 55‰	2B	
<i>Oncholaimus</i> sp Dujardim, 1845	55‰, 66‰	2B	FP
<i>Oncholaimus oxyuris</i> Ditlevsen, 1911	55‰, 66‰	2B	FP

TRIPYLOIDIDAE			
<i>Bathylaimus</i> sp Cobb, 1894	40‰, 48‰	1B	CF
<i>Triploides</i> sp De Man, 1886	40‰, 48‰	1B	CF
TREFUSIIDAE			
<i>Rhabdocoma</i> sp Cobb, 1920	40‰, 48‰	1A	M
MONOPHOSTHIIDAE			
<i>Monophosthia</i> sp De Man, 1889	40‰, 48‰	2A	EF
CERAMONEMATIDAE			
<i>Pselionema</i> sp Cobb, 1933	40‰	1A	M
XYALIDAE			
<i>Gnomoxyala</i> sp Lorenzen, 1977	55‰	1B	DF
<i>Steineria</i> sp Micoletzky, 1922	55‰	1B	DF
<i>Daptonema</i> sp Cobb, 1920	40‰, 48‰, 66‰	1B	DF
<i>Promonhystera</i> sp Wieser, 1956	40‰	1B	DF
<i>Retrotheristus</i> sp Lorenzen, 1977	40‰	1B	DF
<i>Pseudosteineria</i> sp Wieser, 1956	48‰	1B	DF
<i>Theristus</i> sp Bastian, 1865	40‰, 48‰, 55‰, 66‰, 78‰	1B	DF
SPHAEROLAIMIDAE			
<i>Doliolaimus</i> sp Lorenzen, 1966	40‰	2B	P
<i>Sphaerolaimus</i> sp Bastian, 1865	40‰	2B	P
LINHOMOEIDAE			
<i>Megadesmolaimus</i> sp Wieser, 1954	40‰, 48‰, 55‰	1B	DF
<i>Metalinhomoeus</i> sp De Man, 1907	40‰, 55‰	1B	DF
<i>Terschellingia</i> sp De Man, 1988	40‰, 48‰, 55‰, 66‰	1A	M
<i>Linhomoeus</i> sp Bastian, 1865	40‰	2A	EF
<i>Desmolaimus</i> sp De Man, 1880	40‰	1B	DF
AXONOLAIMIDAE			
<i>Axonolaimus</i> sp De Man, 1889	40‰	1B	DF
<i>Ascolaimus</i> sp Ditlevsen, 1919	40‰	1B	DF
<i>Odontophora</i> sp Bütschli, 1874	66‰	2B	P ou FP(?)
<i>Parodontophora</i> sp Timm, 1963	40‰, 48‰, 78‰	2B	DF
CHROMADORIDAE			
<i>Actinonema</i> sp Cobb, 1920	40‰, 78‰	2A	EF
<i>Chromadora</i> sp Bastian, 1865	40‰	2A	EF
<i>Chromadorella</i> sp Filipjev, 1918	40‰, 48‰	2A	EF
<i>Dichromadora</i> sp Kreis, 1929	40‰, 48‰	2A	EF
<i>Euchromadora</i> sp De Man, 1886	40‰	2A	EF
<i>Hypodontolaimus</i> sp De Man, 1886	40‰	2A	EF
<i>Neochromadora</i> sp Micoletzky, 1924	40‰, 48‰, 66‰	2A	EF
<i>Spilophorella</i> sp Filipjev, 1917	40‰	2A	EF
<i>Trochamus</i> sp Boucher & Bovée, 1972	40‰	2A	EF
<i>Parachromadorita</i> sp Blome, 1974	40‰, 66‰	2A	EF
<i>Prochromadorella</i> sp Micoletzky, 1924	40‰	2A	EF
<i>Chromadora</i> sp Bastian, 1865	40‰	2A	EF
<i>Acantholaimus</i> sp Allgén, 1933	78‰	2A	EF
<i>Ptycholaimellus</i> sp Cobb, 1920	40‰, 48‰	2A	EF
COMESOMATIDAE			
<i>Hopperia</i> sp Vitiello, 1969	40‰, 48‰	2A	EF
<i>Comesoma</i> sp Bastian, 1865	40‰	1B	DF
<i>Dorylaimopsis</i> sp Ditlevsen, 1918	40‰	2A	EF
<i>Pierrickia</i> sp Vitiello, 1970	40‰	1B	DF
<i>Sabatieria</i> sp Rouville, 1903	40‰, 55‰	1B	DF
<i>Metacomesoma</i> sp Wieser, 1954	40‰, 100‰	1B	DF

<i>Paracomesoma</i> sp Hopper, 1967	40‰	2A	EF
CYATHOLAIMIDAE			
<i>Paralongicyatholaimus</i> sp Stekhoven, 1942	55‰	2A	EF
<i>Cyatholaimus</i> sp Bastian, 1865	55‰	2A	EF
<i>Paracanthonchus</i> sp Micoletzky, 1924	40‰, 48‰, 55‰	2A	EF
<i>Paralongicyatholaimus</i> sp Stekhoven, 1942	40‰	2A	EF
<i>Marylynnia</i> sp Hopper, 1977	40‰, 48‰, 55‰	2A	EF
<i>Molgolaimus</i> sp Ditlevsen, 1921	40‰, 66‰	1B	DF
<i>Paracyatholaimus separatus</i> Wieser, 1954	40‰, 100‰	2A	EF
<i>Metacyatholaimus</i> sp Stekhoven, 1942	40‰, 48‰	2A	EF
<i>Acanthonchus</i> sp Cobb, 1920	66‰	2A	EF
<i>Pomponema</i> sp Cobb, 1970	40‰, 66‰, 100‰, 120‰	2A	EF
DESMODORIDAE			
<i>Perspiria</i> sp Wieser & Hopper, 1967	40‰, 48‰	1B	DF
<i>Metachromadora</i> sp Filijev, 1918	40‰	2A	EF
<i>Spirinia</i> sp Gerlach, 1963	40‰, 48‰, 55‰	1A	M
<i>Desmodora</i> sp De Man, 1889	40‰, 48‰, 78‰	2A	EF
<i>Sigmophoranema</i> sp Hope & Murphy, 1972	78‰	2B	P
ETHMOLAIMIDAE			
<i>Ethmolaimus</i> sp De Man, 1880	66‰, 78‰, 92‰, 100‰	2A	EF
<i>Gomphonema</i> sp Wieser & Hopper, 1966	40‰, 66‰, 78‰	2A	EF
<i>Neotonchus</i> sp	66‰, 78‰, 92‰, 100‰, 120‰	2A	EF
SELACHNEMATIDAE			
<i>Halichoanolaimus</i> sp De Man, 1886	48‰, 55‰	2B	P
<i>Richtersia</i> sp Steiner, 1916	40‰	1B	DF
MICROLAIMIDAE			
<i>Aponema</i> sp Jensen, 1978	40‰	1B	DF
<i>Bolbolaimus</i> sp Cobb, 1920	66‰, 78‰	2B	P
<i>Microlaimus</i> sp De Man, 1880	40‰, 66‰, 78‰	2A	EF
<i>Spirobolbolaimus</i> sp Soertaert & Vincx, 1988	66‰	2B	P
MONHYSTERIDAE			
<i>Diplolaimella</i> sp Allgén, 1929	66‰, 78‰, 100‰	1B	DF
<i>Thalassomonhystera</i> sp Jacobs, 1987	40‰, 66‰, 78‰, 92‰, 100‰, 120‰	1B	DF

5.7 RAZÃO SEXUAL

A razão sexual da população em cada estação de coleta apresentou valores que variaram entre 0 e 2. Nas salinidades de 40, 48 e 55‰ foi verificada uma razão de 2:1 (2 machos para uma fêmea), enquanto que, nas salinidades mais elevadas (a partir de 66‰) a relação foi negativa, em virtude da ausência de machos (tabela 6).

Tabela 6: Razão sexual no gradiente salino.

Razão Sexual	Estuário (40‰)	EV-1A (40‰)	EV-2/3 (48‰)	EV-4 (55‰)	EV-4/5 (66‰)	EV-5/6 (78‰)	EV-6/7 (92‰)	EV-7 (100‰)	EV-7/8 (120‰)
Macho	19	25	27	24	0	1	0	0	0
Fêmea	19	15	15	19	7	8	35	17	33
Macho/Fêmea	1	2	2	2	0	0	0	0	0

5.8 ANÁLISES ESTATÍSTICAS

Através da ordenação não métrica dos resultados apresentados para a distribuição dos gêneros de Nematódea no gradiente hipersalino, foi possível identificar a existência de uma separação da nematofauna em 4 grupos: 1 – A nematofauna restrita às salinidades que variaram entre 40 e 48‰; 2 – um grupo restrito a salinidade de 55‰ com uma dominância de *Oncholaimus oxyuris*; 3 – Um grupo da Nematofauna restrita aos evaporadores com salinidades intermediárias variando entre 66 – 92‰ e 4 – Um grupo restrito a salinidades mais elevadas, acima de 100‰ (figura 13).

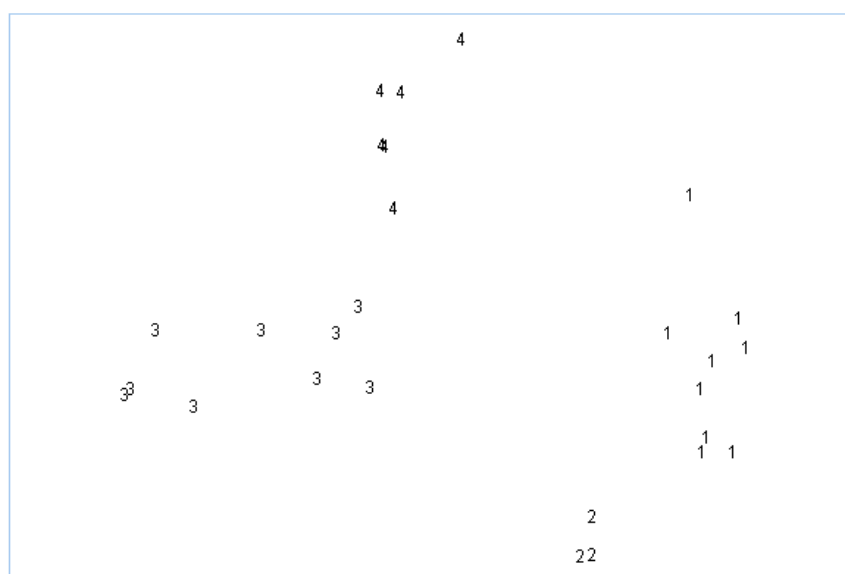


Figura 13: MDS (ordenação não-métrica) da comunidade nematofaunística e as estações de coleta. Stress = 0,05. 1= comunidade presente entre 40-48‰; 2- comunidade de 55‰; 3- presente entre 66-92‰ e 4= comunidade nematofaunística em salinidades acima de 100‰.

A análise unifatorial das similaridades (one-way ANOSIM) verificou as variações da comunidade espacialmente entre as estações e as salinidades, respectivamente medidas

nos tanques de evaporação com o estuário. Usando o fator salinidade associado à comunidade nematofaunística identificada em cada ponto, detectou-se diferença significativa entre algumas salinidades ($R_{global} = 0,817$ e o nível de significância de 0,1%) do gradiente apresentado na tabela 7.

Tabela 7: Resultado da análise ANOSIM para as diferenças significativas detectadas entre a nematofauna associada às salinidades do gradiente.

Salinidades	Valor R estatístico	Nível de significância
40 x 48‰	0,586	1,2
40 x 55‰	0,707	0,2
48 x 55‰	0,444	3,6
55 x 66‰	0,525	2,4
78 x 100‰	0,552	1,2
92 x 100‰	0,907	1,2

A análise de BIOENV indicou a salinidade como o componente abiótico mais importante para a comunidade de Nematoda, apresentando um índice de correlação de $R = 0,99$, enquanto a temperatura comportou-se como um fator de menor importância para a estruturação da comunidade (tabela 8).

Tabela 8: Resultados da análise de BIOENV

Fatores	R
Salinidade	0,996
Temperatura	0,485

De acordo com a análise SIMPER, que verifica a contribuição de cada gênero para as diferenças ou dissimilaridades encontradas entre as estações, os gêneros responsáveis por mais de 50% da relação entre os grupos Estuário e Evaporadores estão descritos na tabela 9. Uma composição de 4 a 6 gêneros por estação foi responsável por mais de 50% das dissimilaridades. *Terschellingia longicaudata*, *Ethmolaimus* sp1, *Thalassomonystera* sp1 e *Syringolaimus* sp1 foram responsáveis por grande parte da percentagem de contribuição de cada grupo identificado (tabela 9).

Tabela 9: Resultado da análise SIMPER para os grupos envolvendo o estuário com os evaporadores da Salina, apresentando os gêneros/espécies que contribuíram com mais de 50% das dissimilaridades.

Grupos	Dissimilaridade Média (%)	Gêneros/espécies	% de Contribuição	% Acumulado
Estuário & EV-2/3 (40 x 48‰)	52,09	<i>Halichoanolaimus</i>	9,00	9,00
		<i>Spirinia</i>	8,04	17,03
		<i>Viscosia</i>	7,81	24,85
		<i>Parodontophora</i>	7,32	32,17
		<i>Steineria</i>	7,09	39,25
		<i>Metalinhomoeus</i>	5,95	45,20
Estuário & EV-4 (40 x 55‰)	67,81	<i>Oncholaimus oxyuris</i>	14,17	14,17
		<i>Theristus</i>	8,78	22,95
		<i>Ptycholaimellus</i>	7,45	30,40
		<i>Hypodontolaimus</i>	7,39	37,79
		<i>Terschellingia longicaudata</i>	7,06	44,86
		<i>Halichoanolaimus</i>	6,28	51,13
EV 2/3 & EV-4 (48 x 55‰)	52,59	<i>Oncholaimus oxyuris</i>	17,10	17,10
		<i>Bathylaimus</i>	11,38	28,49
		<i>Steineria</i>	9,24	37,73
		<i>Theristus</i>	8,53	46,25
		<i>Dichromadora</i>	8,09	54,34
EV-4 & EV -5/6 (55 x 78‰)	83,92	<i>Oncholaimus oxyuris</i>	15,85	15,85
		<i>Ethmolaimus</i>	13,98	29,83
		<i>Spirinia</i>	9,22	39,05
		<i>Neotonchus</i>	8,64	47,69
		<i>Viscosia</i>	8,58	56,29
EV – 5/6 x EV-7 (78 x 100‰)	59,48	<i>Terschellingia longicaudata</i>	21,68	21,68
		<i>Ethmolaimus</i>	18,44	40,67
		<i>Thalassomonhystera</i>	15,13	55,80
		<i>Theristus</i>	11,49	67,30
EV – 6/7 x EV-7 (92 x 100‰)	75,58	<i>Ethmolaimus</i>	24,94	24,94
		<i>Terschellingia longicaudata</i>	23,60	48,54
		<i>Thalassomonhystera</i>	14,89	63,53

6. DISCUSSÃO

A maioria dos estudos em meiofauna enfatizando a distribuição dos Nematoda tem sido realizada em ambientes costeiros e estuarinos. A inexistência de estudos sobre a nematofauna de ambientes hipersalinos tropicais, e sobretudo referentes à sua distribuição espacial em salinas, torna este trabalho de caráter inédito e de extrema relevância para ampliar o conhecimento da biodiversidade a nível global.

Na literatura muitos estudos apresentam a distribuição dos Nematoda ao longo de gradientes estuarinos de salinidade em ambiente temperado (Soertaert *et al*, 1995; Neilson & Boag, 2002; Warwick, 1971; Yamamuro, 2000; Capstick, 1959; Van Damme *et al*, 1980). As flutuações de salinidade ao nível dos interstícios sedimentares determinam a estrutura das comunidades de Nematoda em condições estuarinas (Capstick *op cit*).

As densidades de Nematoda (49 a 3929 ind.cm⁻²) aqui determinadas são relativamente baixas em relação a estuários europeus que apresentaram valores acima de 10.000 ind.cm² (Van Damme *et al*, 1980; Soertaert *et al*, 1995; Warwick, 1971). Segundo McIntyre (1969) geralmente as densidades de Nematoda em estuários são as mais elevadas do que em zonas sublitorâneas. Nos estuários do litoral Pernambucano os valores máximos de densidade de Nematoda encontrados foram: no litoral sul, 1.610 ind.10cm⁻² (Castro, 1998); no litoral Centro 3.339 ind.10cm⁻² (Rodrigues, 2002) e no litoral Norte 8.515 ind.10cm⁻² (Gomes, 1999). Pontualmente, valores da ordem de 16.172 ind.cm⁻² foram relatados por Silva (2001) no Canal de Santa Cruz - Itamaracá. Os nossos valores de densidade são compatíveis com aqueles determinados para regiões tropicais, sobretudo os estuários já estudados em Pernambuco.

Soltwedel (2000) realizou uma revisão apresentando a densidade da meiofauna e nematofauna em diferentes regiões do globo, partindo de regiões polares seguindo até regiões áridas. Em regiões tropicais no Oeste da África e Índia e Nordeste da Austrália a densidade da meiofauna foi registrada de 99 a 2.201 ind.cm⁻², enquanto isso a densidade dos Nematoda foram sempre maiores que 50% do total da meiofauna. Observou-se neste estudo que a Nematofauna contribui com cerca de 90%, nas amostras coletadas em ambiente hipersalino. Soltwedel *op.cit.* propôs um modelo de distribuição de Nematoda em várias regiões climáticas. Com o intuito de incluir a abundância de Nematoda em Salinas do Nordeste do Brasil, ajustou-se tal modelo (figura 14).

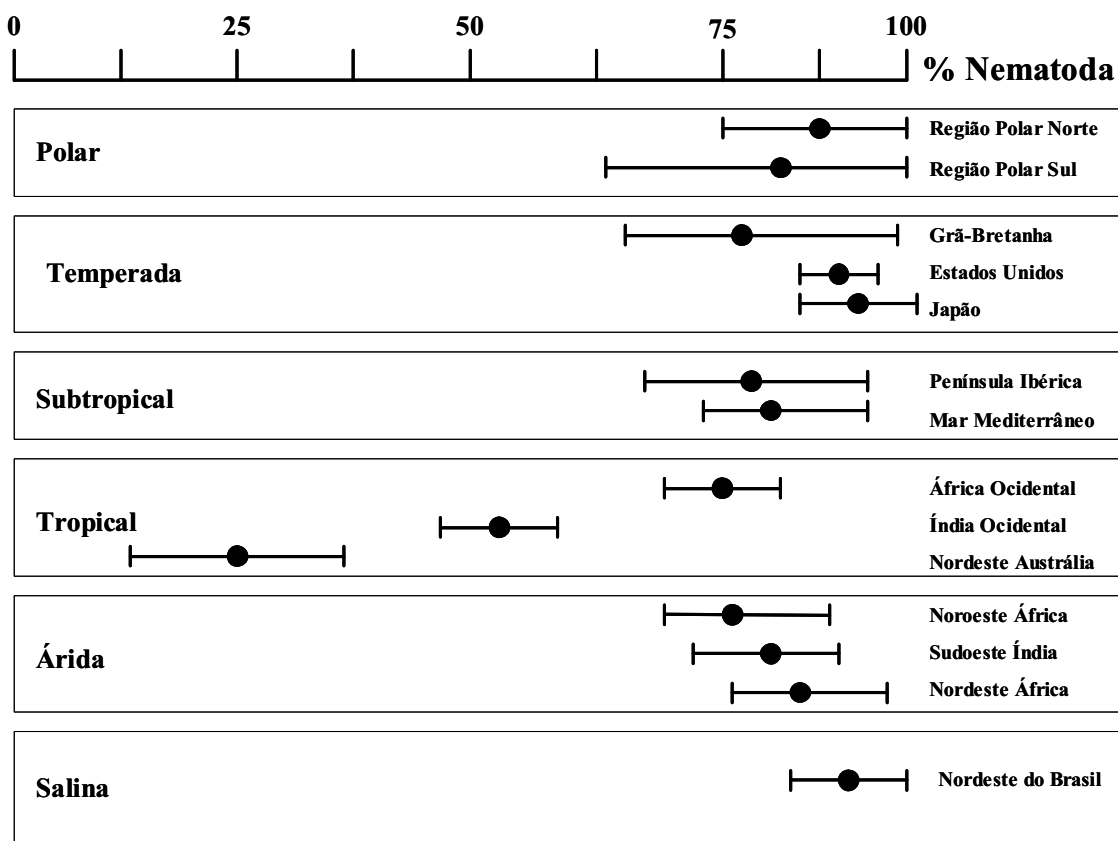


Figura 14: Proporção relativa de Nematoda em diversas regiões climáticas. Adaptado: Soltwedel (2000).

Considerando a salinidade e o caráter quali-quantitativo da nematofauna presente na salina, não houve um padrão entre o aumento da concentração salina e a densidade de Nematoda. Nossos resultados corroboram o sugerido por Soertaert *et al*, (1995) que não encontraram uma relação entre a densidade do meiobentos e o gradiente de salinidade do estuário de Westerhelde.

No presente estudo, 77 gêneros/espécies de Nematoda foram identificadas pertencentes a 19 famílias. As famílias Ethmolaimidae (23%), Linhomoeidae (18%) e Oncholaimidae (12,7%) foram dentre todas as mais abundantes no gradiente. Ao longo do gradiente hipersalino algumas espécies de Nematoda apresentaram elevada abundância, tais como: *Oncholaimus oxyuris* em 55‰; *Ethmolaimus* sp em 92‰ e *Syringolaimus* sp em 120‰. Já Ólafsson *et al.*, 2000 encontrou 28 espécies de Nematoda em 13 famílias em um manguezal hipersalino na região do Zanzibar na costa de Unguja na África, enquanto que Warwick *et al* (2002) identificaram numa zona hipersalina do Lago Salton na

Califórnia (43 g.L^{-1}) somente 13 espécies, sendo que *Ptycholaimellus aff. pandispiculatus* a espécie mais freqüente. Dentre os trabalhos em ambientes hipersalinos o nosso apresentou uma elevada biodiversidade quando comparado com os dados de diferentes regiões hipersalinas do globo.

A análise SIMPER realizada para as salinidades entre os evaporadores e estuário apresentou uma contribuição da ordem de 4 a 6 gêneros de Nematoda, responsáveis por mais de 50% das dissimilaridades. Vale destacar que no grupo 40 x 55‰, *Oncholaimus oxyuris* foi responsável pela maior parcela de contribuição nessa salinidade, enquanto *Ethmolaimus* sp1 teve maior contribuição para a dissimilaridade no grupo de 92 x 100‰.

O BIOENV confirmou a salinidade como o fator que melhor se correlacionou com a biota. Observou-se que a salinidade nesse sentido influenciou na estrutura da comunidade nematofaunística, ocorrendo uma mudança nas espécies ao longo do gradiente salino, enquanto a temperatura não se apresentou como um fator que pudesse influenciar a comunidade. Já Warwick (1981) num estudo com *Diplolaimelloides brucieui* mostrou que a temperatura influenciou na taxa de crescimento, tempo de geração, potencial reprodutivo e taxa metabólica e que a salinidade ainda era um fator pouco conhecido no processo reprodutivo de espécies de Nematoda. Entretanto, torna-se importante ressaltar que a salinidade é descrita como um dos principais fatores que influencia na distribuição da nematofauna no sedimento (Foster, 1988, Moens & Vincx, 2000ab), corroborando o fato do estresse salino atuar como o principal fator estruturador da comunidade.

A análise ANOSIM identificou diferenças significativas entre algumas salinidades do gradiente com nível de significância de 5%. As salinidades iniciais 40 x 48‰, 48 x 55‰ e 78 x 100‰ apresentaram as maiores dissimilaridades da comunidade no gradiente. Associada a este resultado o MDS mostrou a separação de 4 comunidades da Nematofauna nas salinidades iniciais, até 48‰, um grupo restrito à salinidade de 55‰, o outro em salinidades intermediárias, e o último presente em salinidades acima de 100‰.

Pressupõe-se que as espécies identificadas nos tanques de evaporação perfazendo o gradiente hipersalino são todas de origem estuarina, já que Captisck (1959) sugeriu que os Nematoda estuarinos são de origem marinha. Além disso, Lorenzen (1986) concluiu sobre a inexistência de espécies de Nematoda genuínas de ambientes hipersalinos.

Gerlach (1953) e Brenning (1973) subdividiram as comunidades de Nematoda em 4 grupos de acordo com a salinidade: 1) espécies que ocorrem desde o ambiente marinho até a zona polihalina; 2) espécies de regiões meso até oligohalina; 3) espécies que ocorrem em

águas salobras ou restritas exclusivamente a áreas mesohalina e oligohalina e 4) espécies eurihalinas originalmente de água doce.

Nesse estudo, no intuito de se expressar os limites de tolerância salina dentre as espécies e famílias de Nematoda, foi empregada a classificação proposta por Bulger *et al* (1998) que utilizou o sistema de classificação Veneza de salinidade. Além disso, seguindo Heip *et al*, (1985) foi realizada uma ampliação do potencial de tolerância das espécies de Nematoda com suas respectivas salinidades encontradas nesse gradiente hipersalino. Para ilustração, apresenta-se a tabela 10.

Tabela 10: Atualização do trabalho de Heip *et al*, 1985 para espécies de Nematoda encontradas em diferentes regimes de salinidade relacionando com o encontrado nesse estudo.

Espécies	Salinidade (‰)	Nesse estudo (‰)
<i>Acantholaimus</i> sp1	-	78
<i>Acanthonchus</i> sp1	-	66
<i>Actinonema</i> sp1	-	78
<i>Aponema</i> sp1	26	40
<i>Ascolaimus</i> sp1	0.5	40
<i>Axonolaimus</i> sp1	0.5;0.9; 24.5	40
<i>Bathylaimus</i> sp1	0.5; 5.3; 30.5	40; 48
<i>Bolbolaimus</i> sp1	-	66;78
<i>Chromadora</i> sp1	-	40
<i>Chromadorella</i> sp1	-	40; 48
<i>Comesoma</i> sp1	-	40
<i>Cyatholaimus</i> sp1	10	55
<i>Daptonema</i> sp1	0.5; 0.9; 5.3; 11-26;26-0.5	40; 48; 66
<i>Desmodora</i> sp1	5.3	40; 48
<i>Desmolaimus</i> sp1	0.5;0.9	40
<i>Dichromadora</i> sp1	0.5;18	40; 48
<i>Diplolaimella</i> sp1	-	66; 78; 100
<i>Doliolaimus</i> sp1	-	40
<i>Dorylaimopsis</i> sp1	-	40
<i>Ethmolaimus</i> sp1	-	66; 78; 92; 100
<i>Euchromadora</i> sp1	-	40
<i>Gnomoxyala</i> sp1	-	55
<i>Gomphonema</i> sp1	-	40; 66; 78
<i>Halichoanolaimus</i> sp1	11	48; 55
<i>Hopperia</i> sp1	-	40; 48
<i>Hypodontolaimus</i> sp1	0.5; 15	40
<i>Linhomoeus</i> sp1	-	40
<i>Marylynnia</i> sp1	-	40; 48; 55
<i>Megadesmolaimus</i> sp1	-	40; 48; 55
<i>Metachromadora</i> sp1	0.9; 5.3; 12	40
<i>Metacomesoma</i> sp1	-	40; 100
<i>Metacyatholaimus</i> sp1	-	40; 48
<i>Metalinhomoeus</i> sp1	11	40; 55
<i>Metoncholaimus</i> sp1	-	48; 55
<i>Microlaimus</i> sp1	0.5; 2.1; 5.4	40; 55; 66; 78
<i>Molgolaimus</i> sp1	24.5	40; 66
<i>Monoposthia</i> sp1	24; 25	40; 48
<i>Neochromadora</i> sp1	8.6; 18; 24; 18-0.5	40; 48; 66
<i>Neotonchus</i> sp1	-	66; 78; 92; 100; 120
<i>Odontophora</i> sp1	5.0; 12; 24	66
<i>Oncholaimellus</i> sp1	-	48; 55
<i>Oncholaimus oxyuris</i>	0.5	55; 66

<i>Oncholaimus</i> sp2	5.0; 18-10	55; 66
<i>Oxystomina</i> sp1	11; 31	40; 48; 55
<i>Paracanthonchus</i> sp1	5; 24; 25; 18-0.5	40; 48; 55
<i>Parachromadorita</i> sp1	-	40; 66
<i>Paracomesoma</i> sp1	-	40
<i>Paracyatholaimus separatus</i>	0.5; 30-0.5	40; 100
<i>Paralongicyatholaimus</i> sp1	-	40; 55
<i>Parodontophora</i> sp1	-	40; 48
<i>Perspiria</i> sp1	-	40; 48
<i>Pierrickia</i> sp1	-	40
<i>Pomponema</i> sp1	24	40; 66; 100; 120
<i>Prochromadorella</i> sp1	24	40
<i>Promonhystera</i> sp1	-	40
<i>Pselionema</i> sp1	-	40
<i>Pseudosteineria</i> sp1	-	48
<i>Ptycholaimellus</i> sp1	0.5	40; 48
<i>Rabdocomma</i> sp1	-	40; 48
<i>Retrotheristus</i> sp1	-	40
<i>Richtersia</i> sp1	-	40
<i>Sabatieria</i> sp1	0.5; 0.9; 24	40; 55
<i>Sigmophoranema</i> sp1	18	78
<i>Sphaerolaimus</i> sp1	0.5; 0.9; 22.0	40
<i>Spilophorella</i> sp1	2.1	40
<i>Spirinia</i> sp1	22	40; 48; 55
<i>Spirobolbolaimus</i> sp1	-	66
<i>Steineria</i> sp1	-	40; 48
<i>Syringolaimus</i> sp1	10	40; 66; 78; 100; 120
<i>Terschellingia longicaudata</i>	0.9	40; 48; 55; 66; 78; 100; 120
<i>Terschellingia</i> sp2	0.9	48; 100
<i>Thalassomonhystera</i> sp1	-	40; 66; 78; 92; 100; 120
<i>Theristus</i> sp1	0.5; 11; 18	40; 48; 55; 66; 78
<i>Throchamus</i> sp1	-	40
<i>Tripyloides</i> sp1	0.5; 5.3	40; 48
<i>Trissonchulus</i> sp1	-	40
<i>Viscosia</i> sp1	0.9; 24	40; 48; 55; 66; 100

Pomponema sp., *Terschellingia longicaudata*, *Neotonchus* sp1, *Thalassomonhystera* sp1 e *Viscosia* sp1 apresentaram uma ampla distribuição ao longo do gradiente hipersalino presente nos tanques de evaporação (figura 8). A colonização do sedimento provavelmente ocorreu devido à dispersão passiva (Palmer 1988), realizada pela nematofauna dos tanques de evaporação. Além disso, a capacidade dos Nematoda de

realizar osmorregulação foi determinante na tolerância osmótica das espécies às condições hipersalinas deste estudo. Foster (1998) num estudo experimental mostrou que *Daptonema oxycera*, *Sabatieria punctata*, *Cervonema tenuicauda*, *Axonolaimus paraspinosus* apresentaram flutuações no conteúdo de água corpórea em culturas com soluções artificiais de água do mar com salinidades que foram de 3.33‰, 16.66‰, 33.33‰ e 66.66‰ respectivamente. Nesse estudo o autor mencionou que a capacidade de osmorregulação é espécie-específica dentro dos Nematoda. Além disso em ambientes naturais hipersalinos o estresse osmótico pode acarretar numa perda na mobilidade e nas atividades de alimentação (Foster, 1998).

O grau de estresse osmótico exercido nas comunidades de Nematoda influencia na distribuição vertical. Isso permite que algumas espécies explorem diferentes camadas do habitat através da migração vertical no sedimento, evitando o estresse ambiental mais severo. O estresse salino apresenta efeitos adversos na mobilidade dos organismos mostrando alguma influência no desenvolvimento sexual dos Nematoda (Foster, 1998; Moens & Vincx, 2000b; Tietjen & Lee 1973; 1977). Austen (1989) sugeriu que a relação entre o sucesso reprodutivo e salinidade provavelmente varia entre os grupos do meiobentos, o que afetaria no potencial competitivo de cada espécie, alterando a estrutura da comunidade em diferentes salinidades. Neste estudo, ressalta-se que a osmorregulação e dispersão proporcionaram a algumas espécies a capacidade de suportar concentrações salinas acima de 100‰. *Neotonchus* sp1 (100‰); *Syringolaimus* sp1 (120‰) poderiam seguir o esquema proposto por Heberst (2001) como espécies K-seletivas dotadas de elevado potencial competitivo a um habitat permanente e estável (figura 1).

Em relação à diversidade das espécies de Nematoda, os índices de Hill (1973) mostraram uma diminuição dos valores de N_1 e N_2 ao longo do gradiente hipersalino, refletindo uma diminuição do número de espécies e da diversidade entre as estações de amostragem, o mesmo foi obtido com o índice de Shannon-Winner, apresentando na salinidade de 92‰ o valor mais baixo. A equitabilidade, que consiste na relação entre a abundância das espécies e sua distribuição num espaço amostral definido, apresentou-se constante ao longo do gradiente hipersalino, entretanto na salinidade de 92‰ (0,11) foi o menor registrado para a equitabilidade devido à baixa abundância de espécies de Nematoda nessa salinidade mostrando que as espécies foram distribuídas de modo irregular nesse habitat. Purvis & Hector (2000) discutem que a biodiversidade é fortemente influenciada pelos fatores ambientais como clima, tipo de solo e distúrbios, sugerindo que esses mecanismos ambientais promovem uma perda de espécies no habitat surgindo nichos

livres associado ao impacto que esses fatores ambientais induzem no funcionamento desses ecossistemas. Tomando por base este argumento, pode-se afirmar que a concentração salina exerce uma sensível influência na alocação dos recursos disponíveis para as espécies e na ocupação desse tipo de habitat. Os Nematoda dispõem de mecanismos fisiológicos que permitem que as espécies tolerem altos teores salinos, entretanto como a tolerância ao estresse salino é espécie-específica, ocorre a alteração da biodiversidade entre os evaporadores.

A estrutura trófica da comunidade nematofaunística foi dominada pelos comedores de depósito (1A + 1B) nas salinidades iniciais de 40‰, enquanto, em salinidades intermediárias 66 até 92‰ os comedores de epístratos (2A) foram os mais abundantes. Já em salinidades entre 100 e 120‰ foi dominada pelos comedores não seletivos de depósitos e predadores.

Austen (1989) menciona que a maioria das espécies de Nematoda em elevadas salinidades foi incluída nos grupos tróficos seletivos de depósito que utilizam algas unicelulares, bactérias e pequenas partículas do sedimento como fonte alimentar. Comedores não seletivos de depósito e espécies oportunistas podem tolerar um estresse osmótico, pois despendem menos energia na procura e assimilação do alimento quando comparado com os seletivos ou comedores de epístratos. Hodda & Nicholas (1986) encontraram que as variações nas proporções das diferentes categorias alimentares no estuário Hunter são influenciadas por fatores ambientais como salinidade, tamanho médio do grão, poluição e amplitude de marés nas populações de Nematoda.

Li & Vincx (1993) sugeriram que flutuações na salinidade sofridas pelas comunidades de Nematoda no estuário Westerhelde não influenciaram na razão da abundância da tipologia bucal apresentando uma relação $1B > 2B > 2A > 1A$. No presente estudo a razão observada foi de $1B > 2A > 2B > 1A$, quando ocorreu o aumento das condições hipersalinas.

Na estrutura da população ocorreu uma dominância de juvenis (>50%) ao longo do gradiente, entretanto em algumas salinidades como 92‰ fêmeas-grávidas estiveram presentes em elevadas densidades. Os machos desaparecem em elevadas salinidades. Além disso, quando medida a razão sexual entre machos/fêmeas foi observada a proporção de 2:1 nas salinidades até 55‰. Heip *et al.*, (1978) mostraram que em *Oncholaimus oxyuris* a razão sexual era favorável à predominância de machos na população, provavelmente devido à sua longevidade, entretanto nesse estudo a duração do ciclo de vida da espécie foi testada apenas para o fator temperatura e não para a salinidade. Acima de 66‰ a razão foi

nula mostrando que a concentração salina deve influenciar no desenvolvimento sexual de machos na população. Moens & Vincx (2000b) mostraram que em condições experimentais que a mortalidade de pré-adultos *Monhystera denticulata* atingiu 65% decorrente dos fatores salinidade e temperatura. Já Tietjen & Lee (1973; 1977) mostraram que a temperatura pode influenciar no ciclo de vida, tempo de geração e desenvolvimento de *Chromadorina germanica* e *Monhystera denticulata*, sendo registrado que a salinidade também afeta o potencial reprodutivo dessas espécies. Contudo, existem pouquíssimos trabalhos que reportam a influência da salinidade e temperatura no sucesso adaptativo e reprodutivo de nematódeos marinhos, sendo assim necessário trabalhos que registrem a influência desses fatores no seu ciclo biológico.

Provavelmente, as altas salinidades influenciaram na proporção de machos, taxas de fecundidade e proporção de fêmeas grávidas. A grande proporção de fêmeas grávidas na salinidade de 92‰ pode ser vista como uma estratégia reprodutiva da espécie *Ethmolaimus* sp na colonização e no sucesso adaptativo as condições de estresse salino exercido na comunidade nematofaunística. A porcentagem de fêmeas na população pode atuar como um fator importante no que diz respeito à colonização e manutenção da comunidade no habitat. Os Nematoda podem apresentar uma versatilidade sexual apresentando algumas espécies hermafroditas que não necessitam de machos no processo reprodutivo. Turpeennienni (1995) descreveu a espécie *Ethmolaimus hailuotoensis* como uma fêmea hermafrodita devido à presença de dois testículos reduzidos no sistema reprodutor. O autor discute que a presença de testículos pode produzir espermatozóides que fertilizam os ovos originando machos ou fêmeas hermafroditas. Além disso a ocorrência do hermafroditismo é rara nos Nematoda. Nossa observação indicou que *Ethmolaimus* sp1 (92‰) não é hermafrodita devido à ausência de testículos no aparelho reprodutor. Não foi possível, por isso, determinar a espécie do gênero já que houve ausência de machos na população.

Neste estudo, o estresse salino não se apresentou como um fator limitante à distribuição espacial da nematofauna nos tanques de evaporação, entretanto, a salinidade foi limitante em relação à maturidade sexual e a biodiversidade. Os Nematoda apresentam um amplo campo de adaptação a diversas condições ambientais, sendo que na literatura já foi detectada uma nematofauna presente em regiões hidrotermais (Vanreusel *et al*, 1997); a tolerância do grupo a formação de ácido sulfídrico em regiões redutoras no sedimento (Thiermann *et al.*, 2000); a nematofauna de manguezal hipersalino (Oláfsson, 1995) e a presença do grupo em estuários com elevado teor de poluição (Warwick, 1986). Considerando a salina como um ambiente de estresse para espécies estuarinas, foi possível

compor uma lista taxonômica de 77 gêneros/espécies, sendo constatado que mesmo um ambiente com elevado estresse salino apresentou uma grande diversidade.

Este trabalho contribuiu, assim para aumentar o conhecimento sobre a composição das assembléias de Nematoda em um ambiente artificialmente hipersalino, estudado aqui pela primeira vez. A relevância do número de espécies encontradas permite-nos sugerir que a Nematofauna poderá se tornar uma ferramenta de extrema importância para o biomonitoramento das condições ambientais em regiões hipersalinas.

7. CONCLUSÕES

O presente trabalho permitiu concluir que:

- A densidade da nematofauna mostrou-se independente do fator salinidade.
- A biodiversidade é afetada pela salinidade, sendo menor em altas salinidades, indicando que a capacidade de osmorregulação é espécie-específica.
- Nas salinidades elevadas *Ethmolaimus* sp1, *Terschellingia longicaudata*, *Thalassomonhystera* sp1, foram às espécies que mais contribuíram com as diferenças encontradas entre as estações, sendo estas espécies mais tolerantes à alta salinidade.
- A salinidade apresentou-se como um fator limitante em relação ao desenvolvimento sexual, afetando a relação entre machos e fêmeas, incluindo o desaparecimento dos machos na população.
- A salinidade, apesar de não ser o único fator limitante, interferiu na composição dos grupos tróficos.
- Os fatos acima relacionados nos levaram a aceitar a hipótese inicial do trabalho.

8. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ALCOCER, J.; ESCOBAR, E.G.; LUGO, A.; LOZANO, L. M.; OSEGUERRA, L. A. (2000). Benthos of a seasonally-astatic, saline, soda lake in Mexico. **Hydrobiologia**. 466: 291-297.

ALONGI, D.M. (1987). Intertidal zonation and seasonality of meiobenthos in tropical mangrove estuaries. **Marine Biology** 95: 447-458.

AMARAL, M.J.; COSTA, M.H. (1999). Macrobenthic communities of salt pans from the Sado estuary (Portugal) **Acta Oecologia** 20 (4), 327-332.

AUSTEN, M.C. (1989). Factors affecting estuarine meiobenthic assemblages structure: a multifactorial microcosm experiment. **Journal of Experimental Marine Biology Ecology** 130: 167-187.

AUSTEN, M.C.; WARWICK, R.M. (1989). Comparison of univariate and multivariate aspects of estuarine meiobenthic community structure. **Estuarine, Coastal and Shelf Science** 29: 23-42.

BLAXTER, M. L.; DE LEY, P.; GAREY, J. R.; LIU, L.X. SCHELDEMAN, P.; VIERSTRAETE, A.; VANFLETEN, J. R.; MAEKEY, L.Y.; DORRIS, M.; FRISSE, L. M.; VIDA, J.T.; THOMAS. (1998) A molecular evolutionary framework for the phylum Nematoda. **Nature**, v.392, 71-75.

BONGERS, T.; ALKEMADE, R.; YEATES, G.W. (1991). Interpretation of disturbance-induced maturity decrease in marine nematode assemblages by means of the Maturity index. **Marine Ecology Progress Series** 76: 135-142.

BONGERS, T.; FERRIS, H. (1999). Nematode community structure as a bioindicator in environmental monitoring. **Tree**, 14(6).

BOUWMAN, L. A. (1983). A survey of nematodes from the Ems estuary. Part II. Species assemblages and associations. **Zool. JB. Syst.** 110: 345-376.

BRENNING, U. (1973). The distribution of littoral nematodes in the Wismarbucht. **Oikos**, suppl 15, 98-104, 1973.

BULGER, A. J., HAYDEN, B. P., MONACO, M. E., NELSON, D. M., MCCORMICK-RAY, M.G. (1998). Biologically-Based Estuarine Salinity Zones Derived From a Multivariate Analysis. **Estuaries** 16:2, 311-322.

CAPSTICK, C.K. (1959) The distribution of free-living nematodes in relation to salinity in the middle and upper reaches of the river Blyth estuary. **Journal Animal Ecology**, 28(2): 189-210.

CASTRO, F. J. V. (1998). **Impacto dos processos morfodinâmicos sobre a meiofauna da restinga do Paiva – PE, Brasil.** Recife – UFPE, 70p. Dissertação (Mestrado em Oceanografia Biológica) Centro de Tecnologia e Geociências, Departamento de Oceanografia.

CLARKE, K. R.; WARWICK, R. M. (1994). Similarity-based testing for community pattern: the 2 way layout with no replication. **Marine Biology** 118: 167-176.

COLEMMAN, M.V.; WHITE, M.A. (1993). The role of Biological disturbances in the production of solar salt. **Seventh Symposium on Salt I**, 623-631. colocar o local do simpósio

COULL, B. C. (1988). Ecology of the marine meiofauna. *In*: Higgins, R. P. & Thiel, H., eds Introduction to the study of meiofauna. Washington, D. C., **Smithsonian Institution Press.**, p. 18-38.

COULL, B. C. (1999). Role of meiofauna in estuarine soft-bottom habitats. **Australian Journal of Ecology**, 24: 327-343.

DAVIS, J. S.; LIPKING, Y. (1986). Lamprothamnium prosperity in permanently hypersaline water. Schweiz. Z. **Hydrologia**, 48/2.

DAVIS, J. S. (1990) Biological Management for the production of Salt from seawater. **Introduction to applied Phycology**, 479-488.

DAVIS, J. S. (1993) Biological management for problem solving and biological concepts for a new generation of solar saltworks. **Seventh Symposium on Salt**, 1: 611-616.

DAVIS, J. S. (1999) Ten commandments for biological management of solar Saltworks. **Seventh – one Symposium on Salt**, 1:511-516.

DAVIS, J. S. (2000). Structure, function, and management of the biological system for seasonal solar saltworks. **Global Nest: The Int. J**, 2(3):217-226.

DE GRISSE, A.T. (1969). Redescription ou modification de quelques techniques utilisées dans l'étude des nematodes phytoparasitaires. **Mededelingen Rijkfakuteit Landwvewenschappen Gent**. 34:351-369.

ELMGREN, R. (1976). Baltic benthos communities and the role of meiofauna. **Contr. Askö Lab. Univ. of Stockholm, Sweden**, 14: 1-31.

FERRIS, V. R.; FERRIS, J. M. (1979). Pollution Ecology of Estuarine Invertebrates. Chapter 1: Threatened Worms (Nematoda). Eds: C. W. Hart Jr.; Samuel L. H. Fuller. **Water Pollution a series of monographs** – Academic press, 1-33.

FOSTER, S. J. (1998). Osmotic stress tolerance and osmoregulation of intertidal and subtidal nematodes. **Journal of Experimental Marine Biology and Ecology**, 224: 109-125.

GERLACH, S.A. (1953). Die Biozonotische Gliederung der Nematodenfauna an den deutschen Kusten. **Zeitschrift für Morphologie und Ökologie der Tiere**, 41: 411-512.

GOMES, C. A. A. (1999). **Zonação da meiofauna no médiolitoral no manguezal de Itapissuma – PE, com ênfase aos Copepoda Harpacticoida**. Recife, 36p. Monografia de Graduação (Bacharelado em Ciências Biológicas), UFPE.

GERDES

HEIP, C.; SMOL, N.; ABSILLIS, V. (1978). Influence of temperature on the reproductive potential of “*Oncholaimus oxyuris*” (Nematoda: Oncholaimidae). **Marine Biology** 45: 255-260.

HEIP, C.; VINCX, M.; SMOL, N.; VRANKEN, G. (1982). The Systematics and Ecology of Free-living Marine Nematodes. **Helminthological Abstracts Series B, Plant Nematology Series B.**, 51(1): 1-31.

HEIP, C.; VINCX, M.; VRANKEN, G. (1985). The ecology of marine nematodes. **Oceanography and Marine Biology: Annual Review** 23: 399-489.

HERBST, D. B. (2001). Gradients of salinity stress, environmental stability and water chemistry as a templet for defining habitat types and physiological strategies in inland salt waters. **Hydrobiologia**, 466: 209-219, 2001.

HILL, M. O. (1973). Diversity and Evenness: a Unifying Notation and its Consequences. **Ecology** 54: 427-432.

HODDA, M.; NICHOLAS, W. L. (1986). Temporal changes in littoral meiofauna from the Hunter River Estuary. **Australian Journal Marine Freshwater Resource** 37: 729-741.

LAMBSHEAD, P.J.D.; PLATT, H.M.; SHAW, K.M. (1983). The detection of differences among assemblages of marine benthic species based on an assessment of dominance and diversity. **Journal of Natural History** 17: 859-874.

LI, J.; VINCX, M. (1993). The temporal variation of intertidal nematodes in the Westerschelde : I - the importance of an estuarine gradient. **Netherlands Journal of Aquatic Ecology** 27(2-4): 319-326.

LORENZEN, S. A (1986). Faunistic distributional and ecological synthesis of the world fauna inhabiting subterranean waters (including the marine interstitial Brill/Backhugs, Leiden, **In Botosaneanu (Ed) Stygofauna Mundi**, p. 740.

LORENZEN, S. (1994). The phylogenetic systematics of freeliving nematodes. **The Ray Society Institute 1844**, 162, 383p.

McINTYRE, A.D. (1969). Ecology of marine meiobenthos. **Biological Reviews**, 44: 245-290.

MIANPING, Z. (2001). On Salinology. **Hydrobiologia**, 466: 339-347.

MOENS, T.; VINCX, M. (1997). Observations on the feeding ecology of estuarine nematodes. **Journal Marine Biology Ass. U.K.**, 77: 211-227.

MOENS, T.; GANSBEKE, D.V.; VINCX, M. (1999). Linking estuarine nematodes to their suspected food. A case study from the Westerschelde Estuary (south-west Netherlands). **Journal Marine Biology Ass. U.K.**, 79, 1017-1027.

MOENS, T.; VINCX, M. (2000a). Temperature and salinity constraints on the life cycle of two brackish-water nematode species. **Journal of Experimental Biology and Ecology** 243:115-135.

MOENS, T.; VINCX, M. (2000b). Temperature, salinity and food thresholds in two brackish-water bacterivorous nematode species: assessing niches from food absorption and respiration experiments. **Journal of Experiments Marine Biology and Ecology** 243:137-154.

NEILSON, R.; BOAG, B. (2002) Marine nematode associations from an intertidal estuarine biotope. **Journal of Nematology**, 10(2): 113-121.

ÓLAFSSON, E. (1995). Meiobenthos in mangrove areas in eastern Africa with emphasis on assemblage structure of free-living marine nematodes. **Hydrobiologia**, 312: 55-65.

OLÁFSSON, E.; CARLSTÖM, S.; NDARO, S.G.M. (2000). Meiobenthos of hypersaline tropical mangrove sediment in relation to spring tide inundation. **Hydrobiologia**, 426: 57-64.

PALMER, M.A. (1988) Dispersal of marine meiofauna: a review and conceptual model explaining passive transport and active emergence with implications for recruitment. **Marine Ecology Progress Series** 48: 81-91.

PAVLOVA, P.; MARKOVA, K.; TANEV, S.; DAVIS, J.S. (1998). Observations on a solar Saltworks near Burgas, Bulgaria. **International Journal of Salt Lake Research** 7: 357-368.

PENA, O. M. L. 1998. **Distribuição espaço-temporal da meiofauna na laguna de Araruama**, Rio de Janeiro, Brasil. Recife, 1998, Dissertação de Mestrado, Universidade Federal de Pernambuco.

PIRES, A.C.D.; SOUZA, F.E.S; FIGUEIREDO, F.V.; BARCA, F.E.N.V.; HENRIQUE, V.M.C. Componentes bióticos e abióticos de um ecossistema hipersalino (Salina Diamante Branco, Galinhos – RN). **Relatório de atividades de campo**, Natal, p. 45, 1998.

PLATT, H. M.; WARWICK, R. M. (1980). The significance of free-living nematodes to the littoral ecosystem. **Systematics Association Special**, 17: 729-759.

PLATT, H. M.; WARWICK, R. M. (1983). Free-living Marine Nematodes - Part I British Enoplids. Synopses of the British Fauna (New series) Eds: Doris M. Kermack and R.S.K. Barnes 28, 307p.

PURVIS, A.; HECTOR, A. (2000). Getting the measure of biodiversity. **Nature** 405: 212-219.

RODRIGUES, A. C. L. (2002). **Variação espacial da meiofauna com ênfase à nematofauna na Bacia do Pina, Pernambuco, Brasil**, Recife, 92p. Dissertação (Mestrado em Biologia Animal) Departamento de Zoologia, UFPE.

SCHIEMER, F. (1987). **Animal Energetics** – Nematoda. Academic press 1: 185-215.

SILVA, M. C. (2001). **A meiofauna como alimento para níveis tróficos superiores**. Recife, 48p. Monografia de Graduação, UFRPE.

SOETAERT, K.; VINCX, M.; WITTOECK, J.; TULKENS, M.; GANSBEKE, D.V. (1994). Spatial patterns of Westerchelde meiobenthos. **Estuarine, Coastal and Shelf Science**, 39: 367-388.

SOETAERT, K.; VINCX, M.; WITTOECK, J.; TULKENS, M. (1995). Meiobenthic distribution and nematode community structure in five European estuaries. **Hydrobiologia** 311 (1-3): 185-206.

SOLTWEDEL, T. (2000). Metazoan meiobenthos along continental margins: a review **Progress in Oceanography**, 46: 59-84.

SOMMERFIELD, P. J.; GEE, J. M.; ARYUTHAKA. (1998). Meiofaunal communities in a malaysian mangrove forest. **Journal Marine Biology Ass. U.K** 78 : 717-732.

STEYAERT, M; HERMAN, P.M.J.; MOENS, T.; WIDDOWS, J.; VINCX, M. (2001). Tidal migration of nematodes on an estuarine tidal flat (The Molenplaat, Schelde Estuary, SW Netherlands) **Marine Ecology Progress Series** 224: 299-304.

TARJAN, A.C.; DAVIS, J.S.; NGYGEN, K. B. (1991). The genus *Prochromadora* with a redescription of *P orleji* from a Marine Saltern in the people's republic of China. **Journal of Nematology** 23(4): 491-501.

TIEJEN, J.H.; LEE, J.J. (1973). Life history and feeding habitats of the Marine nematode *Chromadora macrolaimoides* Steiner. **Oecologia (Berl)** 12: 303-314.

TIETJEN, J.H.; LEE, J.J. (1977). Life histories of marine nematodes. Influences of temperature and salinity on the reproductive potential of *Chromadorina germanica* Bütschli. **Mik. Meer.** 61: 263-270.

THIERMANN, T.; VISMANN, B.; GIERE, O. (2000). Sulphide tolerance of the marine nematode *Oncholaimus empylocercoides* – a result of internal sulphur formation? **Marine Ecology Progress Series** 251-259.

TURPEENNIEMI, T. A. (1995). Marine nematodes of Bothnian Bay, Finland: *Ethmolaimus hailuotoensis* n. sp. (Ethmolaimidae: Nemata) **Journal of Nematology** 27(2): 222-230.

VAN DAMME, D.; HERMAN, D.; SHRMO, R.; HOLVOET, M.; MARTENS, P. (1980). Benthic studies of the Southern Bight of the North Sea and its adjacents continental estuaries. **Progress Report II – Fluctuations of the meiobenthic communities in the Watterschelde estuary.** *Ices. C.M.*, 23 :131-170.

VANREUSEL, A. BOUSSCHE, I. THIERMANN, F. (1997). Free-living marine nematodes from hydrothermal sediments: similarities with communities from diverse reduced habitats. **Marine Ecology Progress Series**, 207-219.

WARWICK, R. M. (1971). Nematode associations in the Exe estuary. **Journal Marine Biology Ass. U. K.**, 51: 439-454.

WARWICK, R. M. (1981). The influence of temperature and salinity on energy partitioning in the marine nematode *Diplolaimelloides brucei*. **Oecologia (Berl)**. 51: 318-325.

WARWICK, R. M. (1986). A new method for detecting pollution effects on marine macrobenthic communities. **Marine Biology**, 92: 557-562.

WARWICK, R.M.; PLATT, H.M.; SOMMERFIELD, P. (1998). **Free living Marine Nematodes. II. British Chromadorids.** In: D.M. Sermack & R.S.K. Barnes (Eds), Synopses of the British fauna (New Series). Linn. Soc. London, Est. Brackish-water Sc. Ass.

WARWICK, R. M.; DEXTER, D. M.; KUPERMAN, B. (2002). Freelifving nematodes from the Salton Sea. **Hydrobiologia**, 473: 121-128.

WIESER, W. (1953). Die Beziehung zwischen Mundhöhlengestalt, Ernährungsweise und Vorkommen beifrelebenden marinen nematoden. **Archives fur Zoologie**, 4(26): 439-484.

YAMAMURO, M. (2000). Abundance and size distribution of sublittoral meiobenthos along estuarine salinity gradients. **Journal of Marine Systematics** 26: 135-143.

9. ANEXOS

Tabela: Densidades da Nematofauna no gradiente de hipersalinidade em tanques de evaporação (ind. cm²).

	Estuário	EV-1A	EV-2/3	EV-4	EV-4/5	EV-5/6	EV-6/7	EV-7	EV-7/8
Densidade	683.0 (259.1)	3929.3 (726.6)	1191.8 (90.1)	441.5 (267.4)	49.0 (16.0)	166.0 (38.9)	383.7 (93.0)	2059.9 (347.8)	1981.0 (775.2)
Salinidade (‰)	40	40	48	55	66	78	92	100	120

Tabela: Números de diversidade utilizando os índices de Hill e equitabilidade J' (Pielou).

Índices de Hill	40‰	40‰	48‰	55‰	66‰	78‰	92‰	100‰	120‰
No	22 (±9.86)	20 (±2.51)	17 (±5.03)	11 (±4.35)	12 (±1.52)	8 (±4.04)	2 (±0.57)	7 (±1.52)	4 (±0.57)
N ₁	10.64 (± 6.36)	12.26 (± 2.28)	9.40 (± 2.64)	4.30 (± 0.74)	6.78 (± 2.22)	3.50 (± 1.60)	1.13 (± 0.04)	3.57 (± 1.49)	2.41 (± 0.96)
N ₂	6.29 (± 3.72)	8.66 (± 2.22)	6.89 (± 2.10)	1.43 (± 0.16)	5.06 (± 1.96)	2.23 (± 0.74)	1.06 (± 0.02)	2.75 (± 1.20)	2.03 (± 0.77)
N _{inf}	0.40 (± 0.18)	0.24 (± 0.08)	0.26 (± 0.09)	0.57 (± 0.03)	0.36 (± 0.15)	0.67 (± 0.14)	0.97 (± 0.01)	0.24 (± 0.19)	0.65 (± 0.23)
Equitabilidade (J')	0.58 (±0.19)	0.71 (±0.05)	0.66 (±0.09)	0.50 (±0.05)	0.62 (±0.11)	0.43 (±0.20)	0.11 (±0.03)	0.51 (±0.16)	0.51 (±0.26)

Tabela: Relação de porcentagem entre os estágios de desenvolvimento sexual

	40 ‰	40 ‰	48 ‰	55 ‰	66 ‰	78 ‰	92 ‰	100 ‰	120 ‰
Fêmeas	19.3	15.0	14.7	19.3	10.6	16.7	34.7	17.0	35.5
Fêmeas-grávidas	3.0	5.3	11.0	7.0	13.6	8.0	40.3	16.3	2.5
Juvenis	58.3	54.3	47.7	49.7	75.3	74.0	25.0	66.7	62.1
Machos	19.3	25.3	26.7	24.0	0.5	1.3	0.0	0.0	0.0

Tabela: Porcentagem dos grupos tróficos segundo Wieser (1953).

Estações	40‰	40‰	48‰	55‰	66‰	78‰	92‰	100‰	120‰
1A	40.3	21.3	11.7	2.0	0.5	0.7	0.0	57.0	5.0
1B	18.3	39.7	22.3	20.7	10.6	10.6	0.3	24.0	4.6
2A	33.0	29.0	31.7	11.7	63.8	81.5	99.7	16.0	26.6
2B	8.3	10.0	34.3	65.7	25.1	7.3	0.0	3.0	63.8

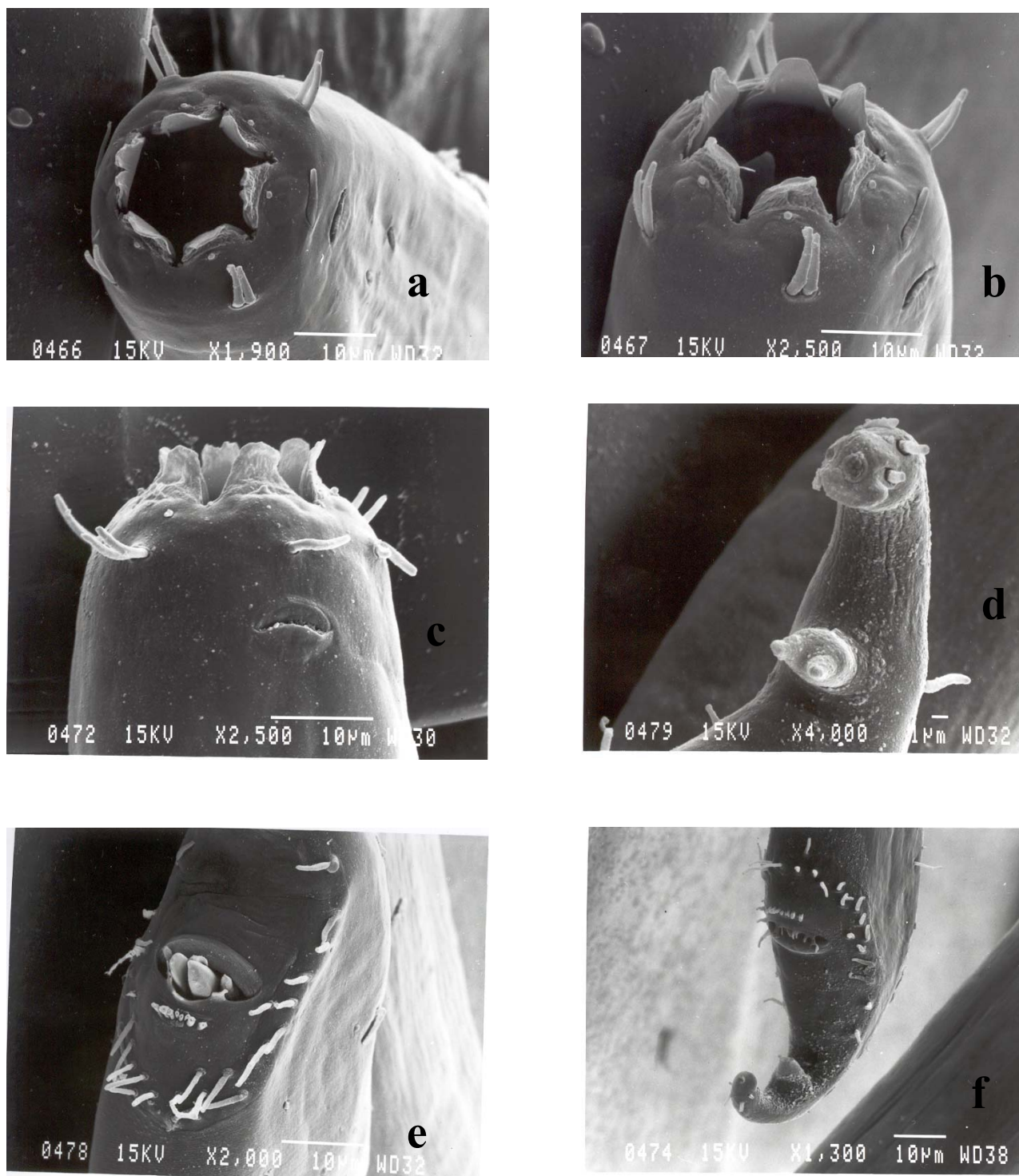


Figura: Detalhes de estruturas externas de *Oncholaimus oxyuris*. A) Cavidade Bucal, B) Dentes, C) Anfídeo em forma de bolso "pocket-like", D) Pós-papilla, E) Espícula e Gubernáculo F) Cloaca e setas ao redor da cloaca.

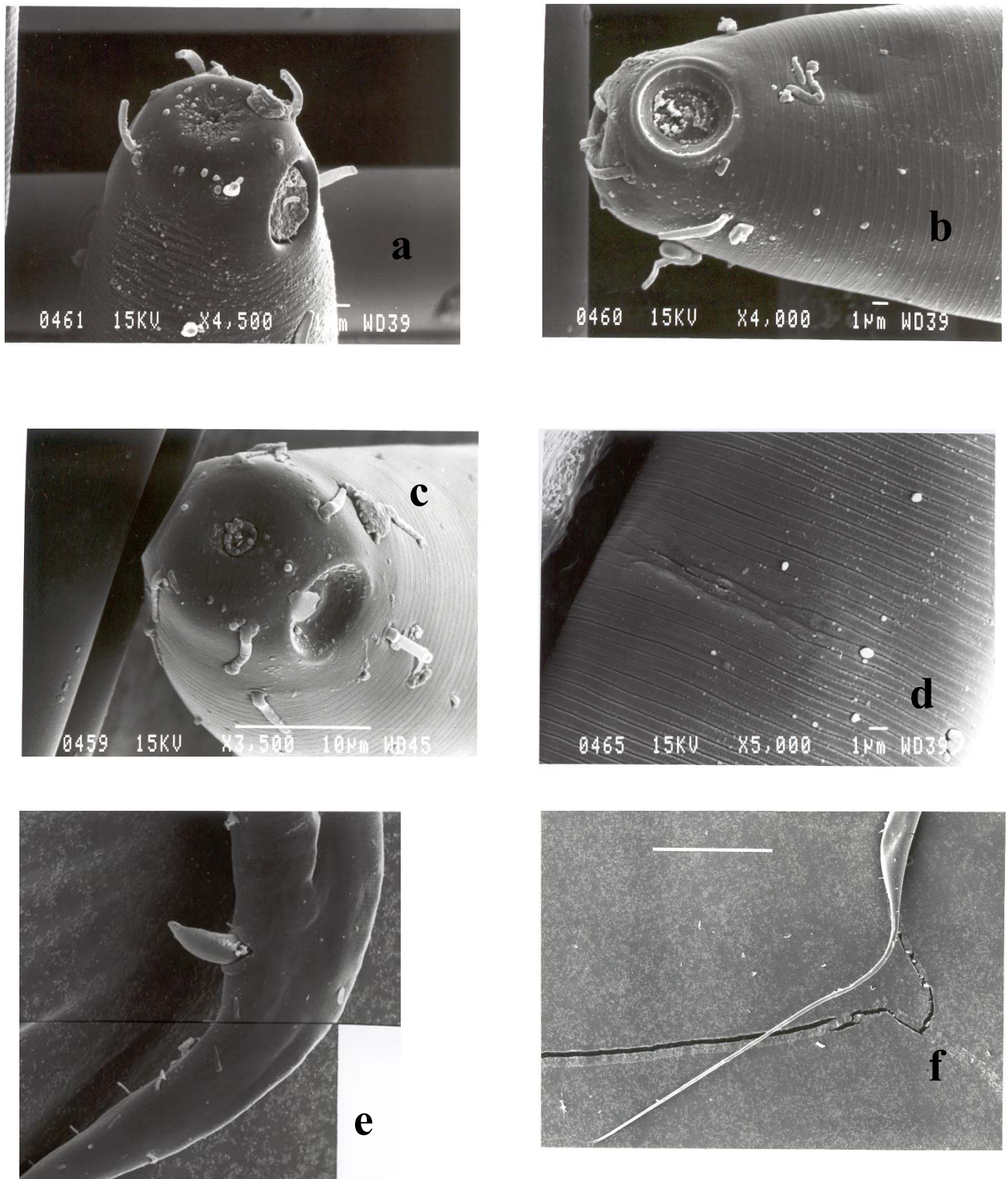


Figura: Detalhes da morfologia externa *Terschellingia longicaudata*. A) Visão geral da região cefálica; B) Anfídio circular; C) Setas cefálicas; D) Cutícula; E) Espícula protusa; F) Cauda filiforme.

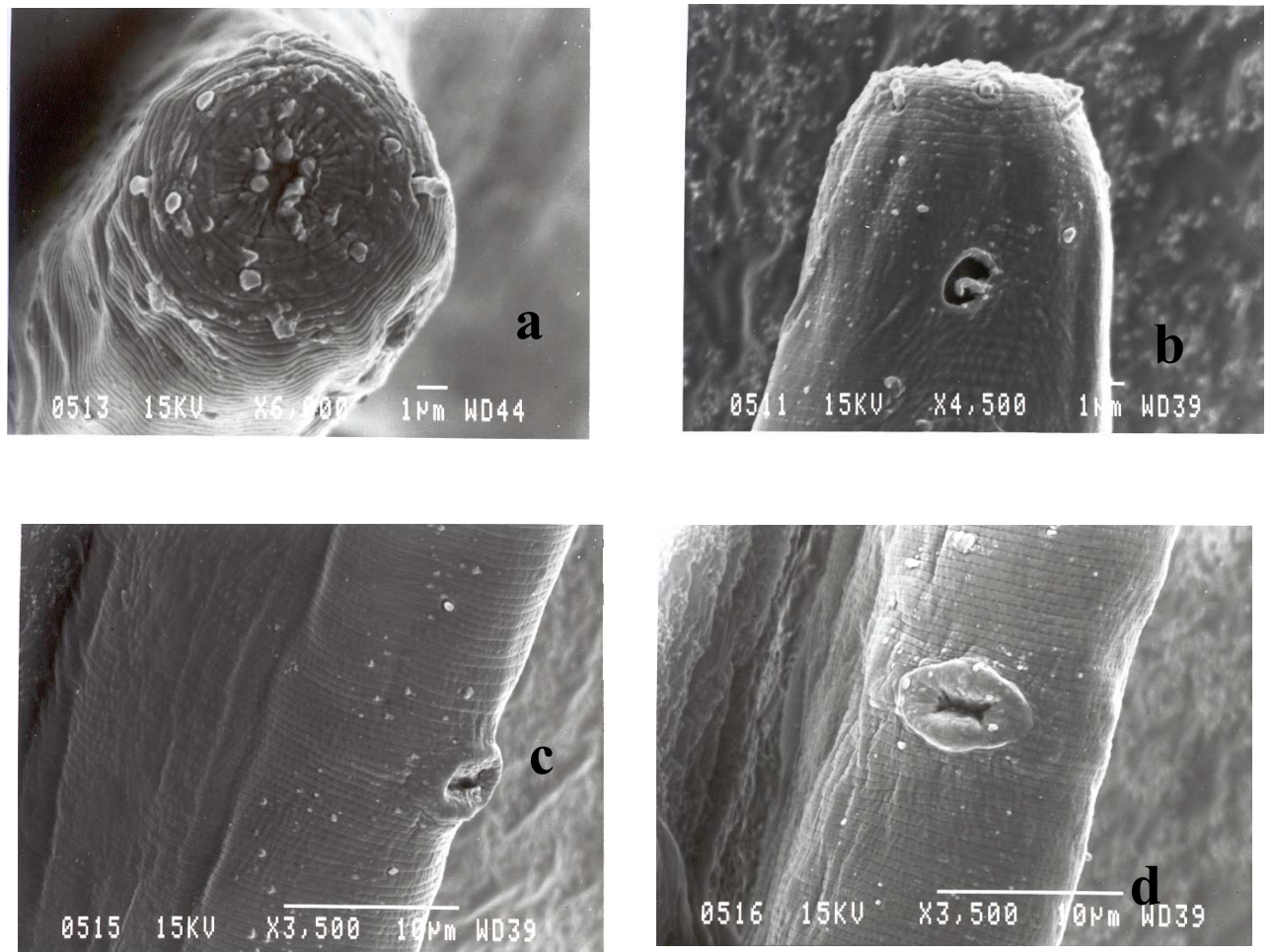


Figura: Detalhes da morfologia externa de *Ethmolaimus* sp1. a) Cavidade Bucal; b) Visão lateral – anfidio uniespiral; c) Cutícula; d) Vulva.

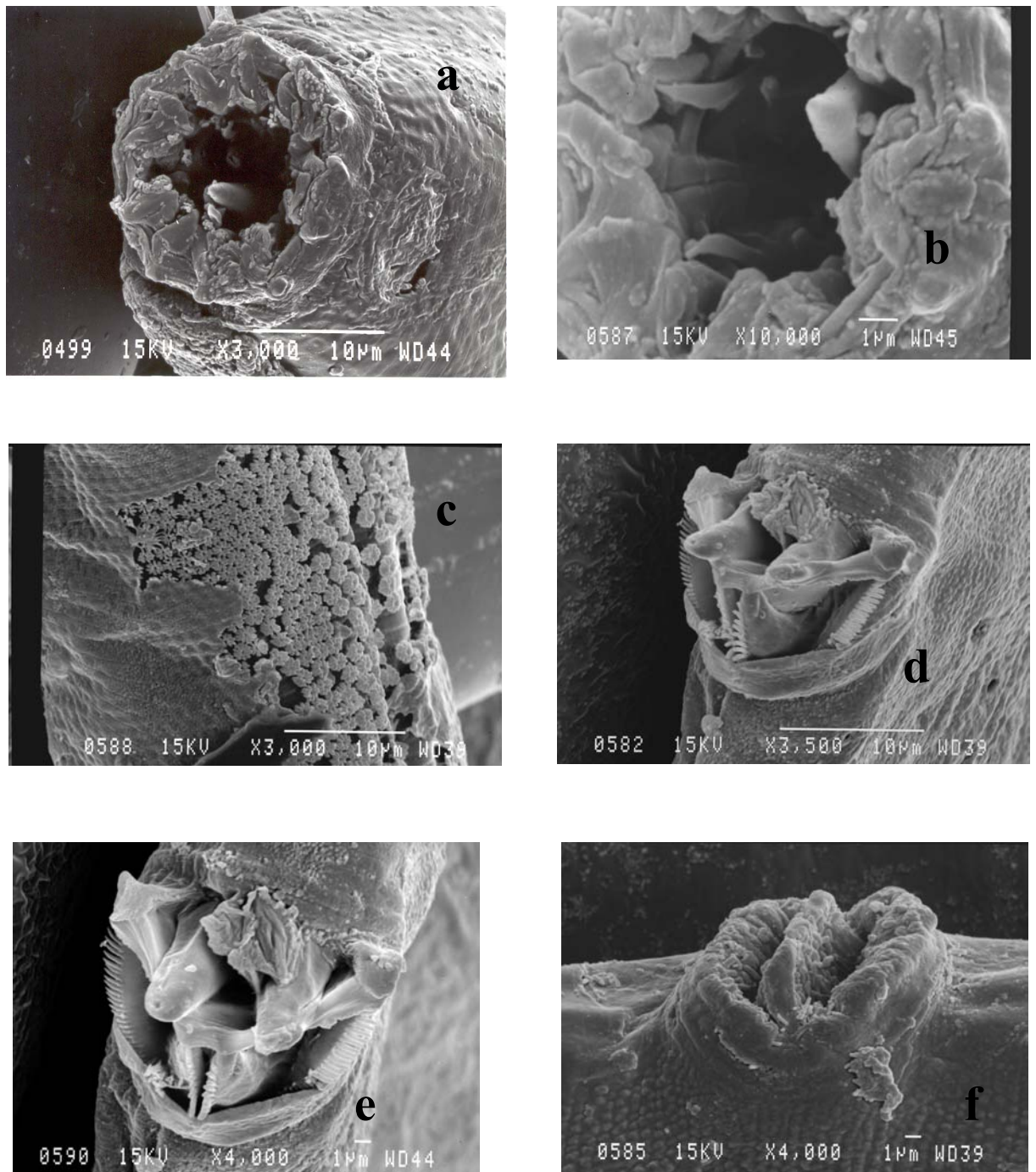


Figura: Detalhes da morfologia externa de *Marylynnia*. cff. n. sp. a) Cavidade Bucal; b) Dente, c) Cutícula ornamentada; d) Espícula ; e) Gubernáculo ornamentado; f) Vulva.

Gêneros	Estuary – 40‰			EV-1A – 40‰			EV-2/3 – 48‰			EV-4 – 55‰			EV-4/5 – 66‰			EV-5/6 – 78‰			EV-6/7 – 92‰			EV-7 – 100‰			EV-7/8 – 120‰		
	I	II	III	I	II	III	I	II	III	I	II	III	I	II	III	I	II	III	I	II	III	I	II	III	I	II	III
<i>Acanthocheilus sp</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Acantholaimus sp</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Actinonema sp</i>	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Aponema sp</i>	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Ascolaimus sp</i>	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Axonolaimus sp</i>	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Bathylaimus sp</i>	6	0	5	3	1	2	6	20	11	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Bolbolaimus sp</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	2	0	0	0	4	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Chromadora sp</i>	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Chromadorella sp</i>	0	0	0	1	0	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Comesoma sp</i>	1	0	2	1	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Cyatholaimus sp</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Daptonema sp</i>	2	0	2	3	4	16	1	1	7	0	0	0	0	0	1	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Desmodora sp</i>	0	0	1	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Desmolaimus sp</i>	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Dichromadora</i>	1	0	0	0	0	6	8	1	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Diplolaimella sp</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	1	0	3	0	0	0	1	2	6	0	0	0
<i>Doliolaimus sp</i>	1	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Dorylaimopsis sp</i>	0	0	0	0	3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Ethmolaimus sp</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	19	17	35	29	43	30	98	96	98	0	0	2	0	0	0
<i>Euchromadora sp</i>	1	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gnomoxyda sp</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Gomphonema sp</i>	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Halichoanolaimus sp</i>	0	0	0	0	0	0	6	6	8	1	3	3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Hopperia sp</i>	7	1	1	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Hypodontolaimus sp</i>	6	4	3	0	1	3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Linhomoeus sp</i>	0	0	0	0	0	4	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Marylinnia sp</i>	5	1	13	23	6	15	1	5	2	3	2	4	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Metacomesoma sp</i>	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0
<i>Megadesmolaimus sp</i>	0	0	1	0	0	0	0	1	0	3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Metachromadora sp</i>	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Metacyatholaimus sp</i>	1	0	1	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0

