

PROJETO DE MESTRADO – PROGRAMA DE PÓS GRADUAÇÃO EM  
SISTEMAS COSTEIROS E OCEÂNICOS – CENTRO DE ESTUDOS DO MAR  
– UNIVESIDADE FEDERAL DO PARANÁ

DISCENTE: MATHEUS HAMMERSCHMIDT LUCHESE

ORIENTADOR: DR. MAIKON DI DOMENICO

COORIENTADOR: DR. MARCELO SOETH

A DIVERSIDADE DE PEIXES RECIFAIS CRIPTOBÊNTICOS EM UMA  
REGIÃO ESTUARINA SUBTROPICAL NO SUL DO BRASIL

## 1. INTRODUÇÃO

Os peixes recifais criptobênticos (PRCs) são peixes adultos tipicamente menores que 50 mm de comprimento, crípticos pelo seu comportamento ou aparência e vivem próximos ou até mesmo entocados no fundo marinho (GOATLEY e BRANDL, 2017). Recentemente, utilizando estimativas de tamanho corporal, 17 famílias de peixes de recife de coral tropicais foram definidas como criptobênticas (BRANDL et al., 2018). As famílias em ordem decrescente de número de espécies são: Trypterygiidae, Grammatidae, Creediidae, Aploactinidae, Gobiidae, Chaenopsidae, Gobiesocidae, Labrisomidae, Pseudochromidae, Bythitidae, Plesiopidae, Dactyloscopidae, Blenniidae, Apogonidae, Callionymidae, Opistognathidae e Syngnathidae (BRANDL et al., 2018).

Estes peixes pequenos, contribuem para a reciclagem de detritos em recifes de coral, tanto pelo consumo direto deste material, quanto pelo consumo de invertebrados microscópicos que também se alimentam de recursos detríticos e microbianos (CLEMENTS et al., 2017). Os PRCs transferem energia e nutrientes de níveis tróficos inferiores e de micro-habitats inacessíveis para vertebrados e invertebrados de níveis tróficos superiores (BRANDL et al., 2018). Estima-se que PRCs adultos e juvenis fornecem mais da metade da biomassa de peixes consumida em recifes e representam a "produtividade escondida" destes ecossistemas, raramente percebida, pois é consumida quase tão rapidamente quanto produzida (BRANDL et al., 2019). Além disso, sua dinâmica

larval supera em grande número as larvas de peixes maiores próximas aos recifes e forma uma bomba de energia e nutrientes que opera através da interface bento-pelágica (BRANDL et al., 2019).

A taxa de descoberta/descrição dos PRCs aumentou constantemente ao longo do tempo e com base nas tendências atuais nas descrições de espécies é improvável que esta taxa diminua (BRANDL et al., 2018). Altas taxas de diversificação em PRCs estão ligadas ao seu pequeno tamanho, rápida diversificação e forte associação com o bentos (BRANDL et al., 2018). Estas características permitem um particionamento extenso de habitats em diversas escalas (BRANDL et al., 2018). Em grandes escalas, os padrões de diversidade das assembleias podem ser determinados pelas diferentes zonas de extensos recifes de coral ou pela profundidade (GREENFIELD e GREENFIELD, 1982; CLARKE, 1989; WILSON, 2001). Em pequenas escalas, áreas dominadas por corais duros, corais moles, manchas de entulhos, macroalgas ou áreas arenosas podem oferecer alimentos e abrigos distintos e sustentar diferentes assembleias (TAYLOR e HELLBERG, 2006; COKER, WILSON e PRATCHETT, 2014; THIRIET et al., 2016). De maneira mais ampla, são organismos presentes em diferentes habitats, incluindo recifes rochosos (FLOETER e DALBEN, 2012), recifes dominados por macroalgas (THIRIET et al., 2016) e manguezais (XAVIER et al., 2012; POSSAMAI et al., 2014). Além disso, podem se estabelecer em habitats artificiais como pilares de marinas submersos (BRANDL et al., 2017) e fazendas de ostras (POSSAMAI e FÁVARO, 2019).

Em recifes rochosos subtropicais no Sul do Brasil os padrões espaciais da diversidade das assembleias são controlados por mecanismos físicos de maior escala como, correntes e ressurgência (FLOETER e DALBEN, 2012). Diferentes padrões na diversidade também ocorrem entre recifes artificiais e recifes de coral em função do regime de exposição e luz (ABLE, GROTHUES e KEMP, 2013), composição da epifauna subjacente (MOREAU et al., 2008), profundidade do habitat circundante ou da orientação estritamente vertical dos recifes artificiais (RILOV e BENAYAHU, 1998; CLYNICK et al., 2008). Em manguezais tropicais no Estado da Paraíba, região nordeste do Brasil, as espécies, *Bathygobius soporator* (Gobiidae) e *Hippocampus reidi* (Syngnathidae) são frequentemente encontrados em associação com raízes de mangue, conchas de ostras, invertebrados sésseis e bancos de fanerógamas (XAVIER,

et al., 2012). Embora encontrados em diversos habitats, a grande maioria dos estudos teve como foco os ecossistemas de recife de coral (COKER, WILSON e PRATCHETT, 2014; BRANDL et al., 2017; BRANDL et al., 2019). Apesar da baixa complexidade de habitats comparada aos recifes de coral, os manguezais e os recifes rochosos e artificiais podem suportar fauna e flora diversa (FLOETER e DALBEN, 2012; TAKADA et al., 2014; BRANDL et al., 2017) e, portanto, podem ser importantes estruturadores da diversidade das assembleias de PRCs em um ecossistema estuarino.

O Complexo Estuarino de Paranaguá (CEP) é composto por habitats naturais como, restingas, manguezais, marismas, campos de espartina, costões rochosos e extensas planícies de maré (LANA et al., 2001), além de bancos de areia e ilhas de médio e pequeno porte (KOLM e ABSHER, 2008). Ostras do gênero *Crassostrea* podem ser encontradas presas na região entre-marés de costões rochosos e/ou no tronco e raízes dos manguezais (KOLM e ABSHER, 2008) e suas conchas já vazias podem servir de abrigo para PRCs (POSSAMAI e FÁVARO, 2019). Gamboas em suas margens repletas de árvores de mangue são capazes de sustentar diversas espécies de peixes, incluindo os PRCs (POSSAMAI et al., 2014). Além dos habitats naturais, o aumento da população ao longo da margem sul do estuário, estimula a construção de marinas em suas encostas (LANA et al., 2001) que formam recifes artificiais através de seus pilares de sustentação submersos (BRANDL et al., 2017). No estuário, ocorre material detrítico de origem fitoplanctônica, fluvial e terrestre (LANA et al., 2001). Todas as formações florísticas da região também favorecem o enriquecimento da área por detritos orgânicos (REBELLO e BRANDINI, 1990). Nesse contexto, estes diferentes habitats podem determinar os padrões de diversidade das assembleias de peixes da região e o provável papel dos PRCs neste ecossistema é transformar detritos em um pool de biomassa acessível para consumidores maiores.

A influência destes pequenos peixes em ecossistemas estuarinos ainda não pode ser avaliada adequadamente, pois as informações sobre estas espécies são muito limitadas. A principal razão é a dificuldade de amostragem e observação destes organismos em um ecossistema que sofre constante influência das marés e do aporte continental de detritos, tornando a água muito escura para que métodos de censo visual sejam empregados. Outros métodos

como, estações fechadas de óleo de cravo para habitats naturais (GOATLEY, GONZÁLES-CABELLO e BELLWOOD, 2016) e artificiais (BRANDL et al., 2017) são boas alternativas, entretanto, a logística de trabalho pode se tornar um grande desafio. Como os PRCs são caracterizados pelo hábito de buscar abrigo em conchas de ostras, buracos e fendas de rochas (GOATLEY e BRANDL, 2017; BRANDL et al., 2018; POSSAMAI et al., 2019) foram desenvolvidas armadilhas de captura que serão utilizadas para avaliar os padrões espaciais e temporais da diversidade da (s) assembleia (s) de peixes recifais criptobênticos em manguezais, recifes rochosos e artificiais da região estuarina do CEP levando em consideração variáveis físico-químicas e o efeito combinado destes.

## 2. REVISÃO DA LITERATURA

### 2.1 TAXONOMIA INTEGRATIVA APLICADA A PEIXES RECIFAIS CRIPTOBÊNTICOS

A ecologia de peixes depende, em parte, de inventários e de conhecimento crítico sobre o delineamento de espécies. Este delineamento é fundamental para a descoberta da diversidade da vida, porque determina se é possível ou não, reconhecer quando diferentes espécimes são membros da mesma linhagem coesa (DAYRAT et al., 2005). Limites de espécies errôneas ou estimativas de diversidade errôneas podem fornecer respostas incorretas a algumas perguntas abordadas pela ecologia de peixes, porque são o primeiro passo para discutir questões mais amplas, como por exemplo, a distribuição das espécies no espaço e no tempo.

Os problemas relacionados ao delineamento de espécies, surgem, devido ao fato de que caracteres morfológicos podem apresentar alguns limites (DAYRAT et al., 2005). Espécies delimitadas exclusivamente pela sua morfologia foram definidas como “morfoespécies” (CAIM 1954) e a essa abordagem de delineamento deu-se o nome de taxonomia tradicional (DAYRAT et al., 2005). Entretanto, a taxonomia tradicional baseada na morfologia não é o estudo da diversidade da vida em si, mas o estudo de uma de suas múltiplas facetas, a diversidade morfológica, à qual é melhor definida como “morfodiversidade” (DAYRAT et al., 2005). Isso não significa que

“morfoespécies” nunca sejam espécies válidas, mas sim, que “morfoespécies” são hipóteses que devem ser testadas por diferentes abordagens e com diferentes tipos de caracteres (DAYRAT et al., 2005). Embora a morfologia não possa ser a abordagem única para o delineamento de espécies, é um componente importante e valioso para o conhecimento da diversidade da vida (DAYRAT et al., 2005).

A descrição e a delimitação de espécies também podem ser abordadas com a utilização de caracteres moleculares que foram bastante difundidos a partir dos anos 2000. A abordagem que utiliza o código de barras do DNA (DNA barcoding) é uma delas (HERBERT et al., 2003). Basicamente, o método consiste no sequenciamento de uma região de aproximadamente 650 pares de base do gene mitocondrial do citocromo c oxidase I (COI), que pode ser extraída de pequenas amostras de tecido dos espécimes (HERBERT et al., 2003). As sequências de DNA (COI) são comparadas entre um grande número de espécimes, revelando uma estrutura filogenética em pequena escala na forma de grupos monofiléticos (HERBERT et al., 2003). A variação da sequência intraespecífica é geralmente muito menor que a variação interespecífica, permitindo que a maioria dos espécimes desconhecidos sejam sequenciados e alocados corretamente às espécies (HERBERT et al., 2003; WARD 2009; WARD et al., 2009).

Um ponto bastante interessante da abordagem molecular é que os dados sequenciados podem ser facilmente armazenados, pesquisados, analisados e acessados a qualquer momento e de qualquer lugar (WARD et al., 2009; RIEDEL et al., 2013). A grande expansão das sequências de DNA disponíveis, facilitada pela recente automação na tecnologia de sequenciamento, permitiu amplos levantamentos de fauna usando um único gene, como o Projeto Código de Barras da Vida, que selecionou o segmento de DNA (COI) como sua sequência alvo (HERBERT et al., 2003). A iniciativa para peixes, ou FISH-BOL (WARD et al., 2009), acumulou diversas sequências de DNA (COI) no banco de dados BOLD ([www.BOLDsystems.org](http://www.BOLDsystems.org)), onde podem ser encontradas diversas amostras de peixes recifais e ampla cobertura geográfica (VICTOR et al., 2015).

A utilização da abordagem molecular para a descrição e delineamento de espécies pode superar limitações morfológicas (RAJPOOT et al., 2016), principalmente no que diz respeito a espécies de peixes crípticas. Espécies

crípticas representam espécies com aparência morfológica minimamente diferente, mas com linhagens genéticas distintas (tipicamente descobertas somente após o sequenciamento genético) (VICTOR e al., 2015). O desenvolvimento de linhagens de peixes crípticas foi correlacionado com dispersão reduzida, seja por ovos bentônicos, vida larval curta ou distâncias extremas entre as populações (VICTOR et al., 2015). Há também uma outra categoria de espécies de peixes crípticas, as espécies "negligenciadas", que ocorrem principalmente em táxons com morfologia conservada e cor parda ou prateada, onde os taxonomistas têm dificuldade em encontrar caracteres morfológicos visíveis distintivos (VICTOR et al., 2015).

Existem diferentes casos em que se prioriza a utilização da abordagem morfológica ou molecular. Obviamente, a utilização de abordagens moleculares permite a identificação de espécies crípticas de maneira mais rápida e confiável (DELRIEU-TROTTIN et al., 2018). Por outro lado, há casos em que a utilização de caracteres morfológicos é eficiente (GREENFIELD e GORDON, 2019; KUITER 2020). Esses dois sistemas de identificação são vistos como abordagens para o mesmo objetivo, que simplesmente diferem nos caracteres que consideram (DAYRAT et al., 2005; WILL et al., 2015). Um sistema ou outro, pode ser favorecido para casos específicos, dependendo dos resultados que ele fornece, mas eles também podem ser utilizados simultaneamente, de forma integrada (DAYRAT et al., 2005; WILL et al., 2005; PANTE et al., 2015).

Introduzida formalmente em 2005, a taxonomia integrativa foi caracterizada como uma estrutura abrangente que tem como objetivo delimitar as unidades da diversidade da vida de perspectivas múltiplas e complementares, como filogeografia, morfologia comparada, genética de populações, ecologia, desenvolvimento, comportamento, etc. (DAYRAT 2005; WILL et al. 2005). Um ponto importante desta proposta é a integração de caracteres morfológicos e moleculares (PIRES E MARINONI 2010). As espécies crípticas são um bom exemplo da importância do uso da taxonomia integrativa, pois este procedimento pode revelar grupos de espécies que não foram detectados quando uma determinada espécie foi inicialmente descrita com base apenas na morfologia (PIRES E MARINONI 2010).

A adoção da taxonomia integrativa na ictiologia sistemática facilitou a descoberta de diversos peixes recifais, dentre eles, os peixes recifais

criptobênticos (PRCs) (BALDWIN e ROBERTSON, 2013, 2014; BALDWIN et al., 2018; SMITH-VANIZ et al., 2018; TORNABENE et al., 2018) e levou a um aumento substancial no número de PRCs conhecidos pela ciência (VICTOR et al., 2015). As características diagnósticas indicativas de espécies evolutivamente distintas, tais como diferenças de cores conspícuas, contagens merísticas não sobrepostas e diferenças ecológicas ou comportamentais chave, raramente são aparentes nos PRCs (BRANDL et al., 2018). Isso começou a mudar com o uso generalizado de dados de sequência de DNA na taxonomia de peixes recifais (BRANDL et al., 2018). Alguns exemplos de abordagens taxonômicas integrativas que levaram à descrição de novas espécies de PRCs são: gobiídeos (WINTERBOTTOM et al., 2014), gobiesocídios (CONWAY, BALDWIN e WHITE, 2014) opistognatídeos (SMITH-VANIZ et al., 2018) e gramatídeos (BALDWIN et al., 2018; TORNABENE et al., 2018). Mesmo nos casos em que nenhuma espécie nova é descrita, as abordagens taxonômicas integrativas dos PRCs têm se mostrado informativas, esclarecendo os limites das espécies e justificando sinonímias em grupos com taxonomias desafiadoras (BALDWIN et al., 2009; FARNSWORTH, BELLWOOD e VAN HERWERDEN, 2010).

### 3. MATERIAIS E MÉTODOS

#### 3.1 ÁREA DE ESTUDO

O Complexo Estuarino de Paranaguá (CEP) é um estuário de planície costeira (ANGULO, 1992), com área total de 612 km<sup>2</sup> (LANA et al., 2001). Apresenta um eixo leste-oeste de 56 km de comprimento, constituindo as baías de Paranaguá e Antonina e um eixo norte-sul de 40 km de comprimento, constituindo as baías de Laranjeiras e Guaraqueçaba (LANA et al., 2001). O sistema conecta-se ao mar aberto através de três canais de maré, com a área de entrada principal ao redor da Ilha Mel, onde estão localizadas as desembocaduras norte e sul do estuário (LANA et al., 2001).

A área de estudo é classificada como subtropical. O clima local pode ser caracterizado como subtropical úmido mesotérmico, com média de chuva anual de 2500 mm, atingindo um máximo de 5300 mm (LANA et al., 2001). A estação

chuvosa inicia-se no fim da primavera e termina no fim do verão e a estação seca inicia-se no fim do outono e termina no fim do inverno (LANA et al., 2001).

As marés no estuário são semidiurnas com desigualdades diurnas (LANA et al., 2001). Durante os ciclos de quadratura, fortes interações não lineares permitem a formação de até seis marés altas e baixas por dia (LANA et al., 2001). Durante os ciclos de sizígia, as marés variam de 1,7 m próximo as desembocaduras, a 2,7 m próximo as regiões mais internas do CEP (LANA et al., 2001). A amplitude de maré média é de 2,2 m (LANA et al., 2001).

### 3.1.1 PARQUE ESTADUAL ILHA DAS COBRAS

A Ilha das Cobras situa-se no interior do CEP. A menor distância em relação ao continente é 2540 m e, em relação a outras ilhas, 2370 m (Ilha Rasa) e 5270 m (Ilha do Mel) (VASCONCELLOS e LUIZ, 2018). É constituída por dois morros de formação cristalina e apresenta uma área central de natureza sedimentar (VASCONCELLOS e LUIZ, 2018). A Ilha foi decretada Unidade de Conservação em 2018, passando a ser denominada, Parque Estadual Ilha das Cobras, com proteção integral de seu ambiente, e espaço de pesquisa e educação ambiental (VASCONCELLOS e LUIZ, 2018).

O Parque Estadual da Ilha das Cobras possui 52 hectares de área remanescente de Mata Atlântica e o objetivo da criação da Unidade de Conservação foi promover ações que visam garantir a proteção permanente de uma parcela do ambiente da Floresta Ombrófila Densa, em especial a Floresta Ombrófila Densa em Ilhas Costeiras, assim como, os costões rochosos e habitats costeiros bentônicos que abrigam um grande número de espécies como mexilhões, ostras, crustáceos, peixes, dentre outros (VASCONCELLOS e LUIZ, 2018).

### 3.1.2 GAMBOA DO PEREQUÊ

A Gamboa do Perequê situa-se no Balneário Pontal do Sul no município de Pontal do Paraná – PR. Com 2,6 km de extensão (LANA et al., 1989), corta o Balneário e desemboca no Canal artificial do Departamento Nacional de Obras e Saneamento (DNOS), muito próximo a desembocadura sul do CEP. Ao longo

de suas margens encontram-se bancos de marismas (*Spartina alterniflora*) e manguezais formados principalmente por *Laguncularia racemosa* (mangue branco) (KOLM e ANDRETTA, 2003). O fluxo de água na Gamboa é dominado principalmente pelas marés, com fluxo significativo de água doce apenas durante períodos chuvosos no verão (KOLM e ANDRETTA, 2003).

### 3.1.3 CANAL ARTIFICIAL DO DEPARTAMENTO NACIONAL DE OBRAS E SANEAMENTO (DNOS)

Na desembocadura da Gamboa do Perequê, encontra-se o canal artificial do Departamento Nacional de Obras de Saneamento (DNOS), com aproximadamente 35 km de extensão foi aberto entre as décadas de 1950 e 1960 com intuito de drenar áreas alagadas e propiciar a navegação no litoral (NARDEZ et al., 2016). O canal desemboca no CEP próximo a desembocadura da Gamboa do Perequê e o fluxo de água entre os dois locais é semelhante. Desde a sua implantação foram construídas marinas em suas margens que através de seus pilares submersos formam recifes artificiais.

## 3.2 AMOSTRAGEM

O estudo será conduzido no eixo leste-oeste do CEP e cobrirá cerca de 12 km desde o Parque Estadual da Ilha das Cobras, localizado no município de Paranaguá – PR, até o Canal do DNOS e a Gamboa do Perequê, ambos localizados no Balneário Pontal do Sul, no município de Pontal do Paraná – PR.

As amostragens serão conduzidas em dois habitats naturais: recifes rochosos da face oeste do Parque Estadual da Ilha das Cobras e raízes de árvores de mangue da Gamboa do Perequê; e um habitat artificial: pilares submersos de algumas marinas localizadas ao longo dos primeiros 200 metros da desembocadura do Canal do DNOS.

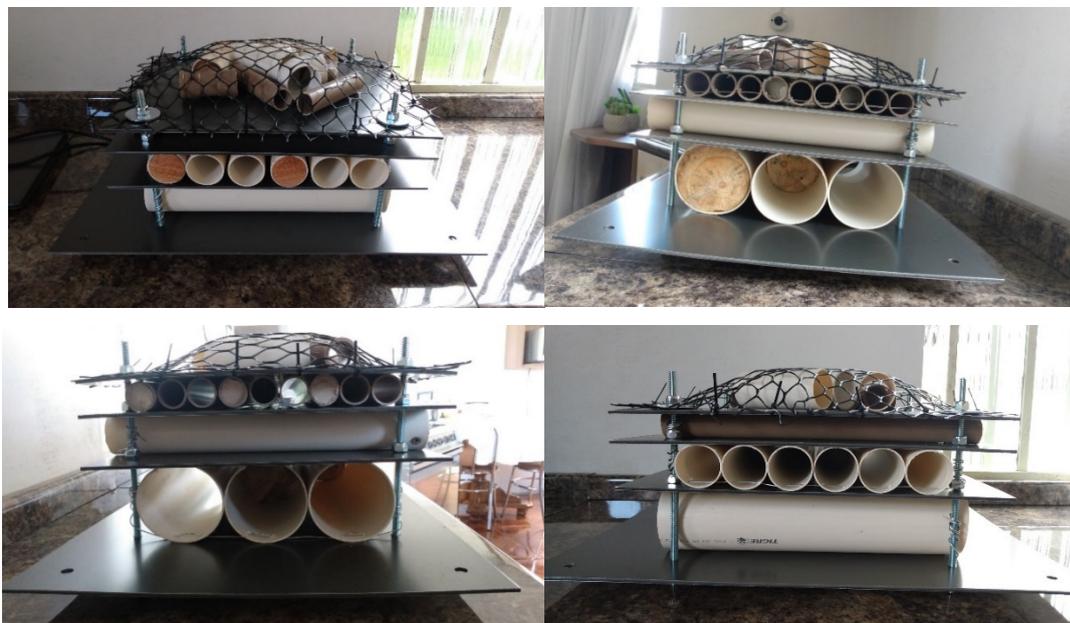
Para as amostragens foram montadas 18 armadilhas com placas de alumínio composto (ACM), canos de PVC, barras de ferro, porcas de pressão, tampões de madeira e telas e presilhas de plástico (FIGURA 1). As armadilhas são formadas por 4 “andares” de placas de ACM, em cada andar, canos de PVC de diferentes diâmetros. No primeiro andar foram utilizados canos de 75 mm, no

segundo andar, canos de 40 mm e no terceiro andar, canos de 25 mm. Nestes três andares, 1/3 dos canos de PVC apresentam tampões de madeira em uma de suas extremidades; 1/3 apresentam tampões de madeira posicionados no seu interior; e 1/3 não apresentam tampões de madeira. No quarto andar foram utilizados “joelhos”, “ts” e pequenos pedaços de canos de PVC de 25 e 40 mm espalhados sobre a placa ACM e fixados com uma tela de plástico, presa à placa por presilhas de plástico. As armadilhas foram montadas com intuito de criar uma complexidade de tocas (micro-habitats) para otimizar a captura de diferentes espécies de peixes.

No fim de outubro e início de novembro de 2021 foram instaladas 6 réplicas no mesolitoral inferior e supralitoral superior em cada um dos habitats, nas marés mais baixas de sizígia. Para a instalação das armadilhas foram utilizados vergalhões de ferro que mediam entre 30 e 50 cm de comprimento em suas 4 extremidades. Os vergalhões de ferro foram anexados ao substrato para que os fluxos hidrodinâmicos locais não carregassem as armadilhas consigo, ocasionando eventuais perdas. Depois de instaladas, as armadilhas ficarão submersas por cerca de 7 meses, de outubro de 2021 a abril de 2022, e serão amostradas em intervalos de 15 dias ao longo do verão e início do outono. Devido a oscilação das marés de sizígia, algumas armadilhas podem ficar fora da água por curtos períodos (2 a 3 horas).

As amostragens serão realizadas nas marés de quadratura, durante três dias ao longo de uma semana, cada dia, um habitat. O início das coletas ocorrerá nos extremos de baixa e alta da maré, sendo alternados entre uma coleta e outra. Antes do início da coleta será realizado um sorteio para definir qual a ordem de coleta dos pontos amostrais. Para realizar a amostragem será utilizado o mergulho de apneia e uma caixa de madeira com uma rede de malha fina (0,8 mm) anexada por pregos e adaptada para se encaixar na armadilha e evitar eventuais fugas. Com o auxílio de um segundo mergulhador, após fixada a caixa, retirados os vergalhões, a armadilha será trazida para a superfície e será realizada uma “lavagem” em busca de peixes. Em seguida, os organismos serão colocados em “redes recipiente” e inseridos em uma caixa térmica com água e gelo.

FIGURA 2 – ARMADILHA PARA COLETA



### 3.3 PROCESSAMENTO DAS AMOSTRAS

Após a coleta, em laboratório, cada espécime será identificado com um código e fotografado com o auxílio de um tripé com fundo branco. Em seguida, os peixes serão eutanasiados.

Ainda em laboratório, os indivíduos serão contados, identificados, pesados (mg), medidos (mm) e dissecados para identificação do sexo e retirada dos estômagos. Amostras de tecido e de estômago serão conservadas em álcool (> 99 %) e mantidas refrigeradas para utilização em técnicas moleculares.

A extração do DNA dos tecidos será feita utilizando um kit de extração comercial (marca a definir). Após a extração, será realizada a amplificação dos genes mitocondriais citocromo c oxidase I (COI) utilizando os primers COI-Fish1 e COI-Fish2 (WARD et al., 2005). Em seguida, será aplicado um gel (a definir) para qualificar a amplificação, e o material será colocado em um sequenciador. As amostras sequenciadas irão gerar eletroferogramas, que serão enviados para o computador para que sejam verificados e editados. Para ter maior confiabilidade e especificidade, as duas fitas de DNA serão unidas e o material estará pronto para ser analisado estatisticamente. Por fim, o material sequenciado será inserido no BOLD ([www.BOLDsystems.org](http://www.BOLDsystems.org)).

### 3.4 ANÁLISE DE DADOS

Os padrões de diversidade univariados dos peixes recifais criptobênticos serão identificados a partir de três métricas de diversidade: riqueza de espécies, abundância e biomassa dos indivíduos. Serão utilizadas como variáveis preditoras: tipo de habitat (manguezal, recife rochoso e recife artificial), ponto amostral (1 ao 18), auto correlação espacial (latitude e longitude), dias instalados (apesar das coletas serem realizadas de 15 em 15 dias, espera-se que o período cumulativo de tempo em baixo da água gere uma sucessão na comunidade e crie um micro-habitat que possa influenciar na diversidade), altura de maré, profundidade, salinidade, temperatura, oxigênio dissolvido, turbidez, pH e granulometria do sedimento.

Todas as análises estatísticas serão feitas utilizando o ambiente computacional R (R Development Core Team 2022). Inicialmente serão utilizados os modelos de análise univariados para a riqueza, abundância e biomassa, explorados com modelos lineares generalizados (GLM), aditivos (GAM) ou modelos lineares generalizados mistos (GLMM) (ZUUR et al., 2009). A composição das assembleias será explorada com diversidade beta particionada (WHITTAKER, 1960; WHITTAKER, 1972; KOLLEF et al., 2003; LEGENDRE et al., 2005), ordenação de escala multidimensional métrica clássica (cMDS), ordenação de escala multidimensional não-métrica (nMDS) (LEGENDRE e LEGENDRE, 1998) ou Análise de Correspondência Canônica (CCA) (TER BRAACK, 1986).

### 4. RESULTADOS ESPERADOS

Através da identificação de padrões espaciais e temporais da diversidade das assembleias de peixes recifais criptobênticos na região estuarina do Complexo Estuarino de Paranaguá, Sul do Brasil, espera-se trazer a comunidade científica um insight pioneiro sobre a temática, pouco explorada atualmente, mas de grande importância ecológica. Com os resultados, pretende-se realizar publicações em revistas conceituadas que poderão servir como base para estudos futuros.

## 5. REFERÊNCIAS

ABLE, K. W; GROTHUES, T. M; KEMP, I. M. Fine-scale distribution of pelagic fishes relative to a large urban pier. *Marine Ecology Progress Series*, v. 476, p. 185-198. 2013.

ACKERMAN, J. L; BELLWOOD, D. R. Reef fish assemblages: a re-evaluation using enclosed rotenone stations. *Marine Ecology Progress Series*, v. 206, p. 227-237. 2000.

ALLEN, G. R. Review of Indo-Pacific coral reef fish systematics: 1980 to 2014. *Ichthyological Research*, v. 62, p. 2-8. 2015.

ANGULO, J. R. Geologia da planície costeira do estado do Paraná. 334 f. Tese (Doutorado – Instituto de Geociências) – Universidade de São Paulo, 1992.

BALDWIN, C. C; ROBERTSON, D. R. A new *Haptoclinus* blenny (Teleostei, Labrisomidae) from deep reefs off Curaçao, southern Caribbean, with comments on relationships of the genus. *ZooKeys*, v. 306, p. 71-81. 2013.

BALDWIN, C. C; ROBERTSON, D. R. A new *Liopropoma* sea bass (Serranidae, Epinephelinae, Liopropomini) from deep reefs off Curaçao, southern Caribbean, with comments on depth distributions of western Atlantic liopropomins. *ZooKeys*, v. 409, p. 71-92. 2014.

BALDWIN, C. C; TORNABENE, L; ROBERTSON, R. D; NONAKA, A; GILMORE, G. R. More new deep-reef basslets (Teleostei, Grammatidae, Lipogramma), with updates on the eco-evolutionary relationships within the genus. *ZooKeys*, v. 729, p. 129-161. 2018.

BALDWIN, C. C; WEIGT, L. A; SMITH, D. G; MOUNTS, J. H. Reconciling genetic lineages with species in western Atlantic *Coryphopterus* (Teleostei: Gobiidae). *Smithsonian Contributions to the Marine Sciences*, v. 38, p. 111-138. 2009.

BELLWOOD, D. R; BAIRD, A. H; DEPCZYNSKI, M; GONZÁLEZ-CABELLO, A; HOEY, A. S; LEFÈVRE, C. D; TANNER, J. K. Coral recovery may not herald the return of fishes on damaged coral reefs. *Oecologia*, v. 170, p. 567-573. 2012.

BRANDL, S. J; CASEY, J. M; KNOWLTON, N; DUFFY, J. E. Marine dock pilings foster diverse, native cryptobenthic fish assemblages across bioregions. *Ecology and Evolution*, v. 7, p. 7069-7079. 2017.

BRANDL, S. J; GOATLEY, C. H. R; BELLWOOD, D. R; TORNABENE, L. The hidden half: Ecology and evolution of cryptobenthic fishes on coral reefs. *Biological Reviews of the Cambridge Philosophical Society*, v. 93, p. 1846-1873. 2018.

BRANDL, S. J; GOATLEY, C. H. R; BELLWOOD, D. R; TORNABENE, L. The hidden half: Ecology and evolution of cryptobenthic fishes on coral reefs.

Biological Reviews of the Cambridge Philosophical Society, v. 93, p. 1846-1873. 2018.

BRANDL, S. J; TORNABENE, L; GOATLEY, C. H. R; CASEY, J. M; MORAIS, R. A; CÔTÉ, I. M; BALDWIN, C. C; PARRAVICINI, V; SCHIETTEKATTE, N. M. D; BELLWOOD, D. R. Demographic dynamics of the smallest marine vertebrates fuel coral-reef ecosystem functioning. *Science*, v. 364(6446), p. 1189-1192. 2019.

BRITEZ, R. M. Solos. In: MARQUES, M. C.; BRITEZ, R. M (Orgs). *História natural e conservação da Ilha do Mel*. Curitiba: Editora da UFPR, 2005. p. 35-46.

CAIN A. J. 1954. *Animal Species and their evolution*. New York: Harper & Row, 1954, 207 p.

CLARKE, R. D. Population fluctuation, competition and microhabitat distribution of two species of tube blennies, *Acanthemblemaria* (Teleostei: Chaenopsidae). *Bulletin of Marine Science*, v. 44, p. 1174-1185. 1989.

CLEMENTS, K. D; GERMAN, D. P; PICHÉ, J; TRIBOLLET, A; CHOAT, J. H. Integrating ecological roles and trophic diversification on coral reefs: multiple lines of evidence identify parrotfishes as microphages. *Biological Journal of the Linnean Society*, v. 120, p. 729–751. 2017.

CLYNICK, B. G; CHAPMAN, M. G; UNDERWOOD, A. J. Fish assemblages associated with urban structures and natural reefs in Sydney, Australia. *Austral Ecology*, v. 33, p. 140-150. 2008.

COKER, D. J, WILSON, S. K; PRATCHETT, M. S. Importance of live coral habitats for reef fishes. *Reviews in Fish Biology and Fisheries*, v. 24, p. 89-126. 2014.

CONWAY, K. W; BALDWIN, C; WHITE, M. D. Cryptic diversity and venom glands in western Atlantic clingfishes of the genus *Acyrtus* (Teleostei: Gobiesocidae). *PLoS One*, v. 9, n. 5. 2014.

DAYRAT, B. Towards integrative taxonomy. *Biological Journal of the Linnean Society*, v. 85, p. 407-415. 2005.

DELRIEU-TROTTIN, E; LIGGINS, L; TRNSKI, T; WILLIAMS, J. T; NEGLIA, V; RAPU-EDMUNDS, C; PLANES, S; SAENZ-AGUDELO, P. Evidence of cryptic species in the blenniid *Cirripectes alboapicalis* species complex, with zoogeographic implications for the South Pacific. *ZooKeys*, v. 810, p. 127-138. 2018.

DEPCZYNSKI, M; BELLWOOD, D. R. The role of cryptobenthic reef fishes in coral reef trophodynamics. *Marine Ecology Progress Series*, v. 256, p. 183-191. 2003.

DEPCZYNSKI, M; FULTON, C. J; MARNANE, M. J; BELLWOOD, D. R. Life history patterns shape energy allocation among fishes on coral reefs. *Oecologia*, v. 153, p. 111-120. 2007.

ESCHMEYER, W. N; FRICKE, R; FONG, J. D; POLACK, D. A. Marine fish diversity: history of knowledge and discovery (Pisces). *Zootaxa*, v. 2525, p. 19-50. 2010.

FARNSWORTH, C. A; BELLWOOD, D. R; VAN HERWERDEN, L. Genetic structure across the GBR: evidence from short-lived gobies. *Marine Biology*, v. 157, p. 945-953. 2010.

FLOETER, S. R; DALBEN, A; Cryptobenthic reef fishes: depth distribution and correlations with habitat complexity and sea urchins. *Journal of fish biology*, v. 60, p. 852-865. 2012.

GOATLEY, C. H. R., AND BRANDL, S. J. Cryptobenthic reef fishes. *Current Biology*, v. 27, p. 452-454. 2017.

GOATLEY, C. H. R; GONZÁLEZ-CABELLO, A; BELLWOOD, D. R. Reef-scale partitioning of cryptobenthic fish assemblages across the Great Barrier Reef, Australia. *Marine Ecology Progress Series*, v. 544, p. 271-280. 2016.

GREENFIELD, D. W; GORDON, L. *Eviota dalyi*, a new dwarfgoby from the Amirante Islands, Seychelles (Teleostei: Gobiidae). *Journal of the Ocean Science Foundation*, v. 33, p. 9-15. 2019.

GREENFIELD, D. W; GREENFIELD, T. A. Habitat and resource partitioning between two species of *Acanthemblemaria* (Pisces: Chaenopsidae), with comments on the chaos hypothesis. *Smithsonian Contributions to the Marine Sciences*, v. 12, p. 499-507. 1982.

HEBERT, P. D. N; CYWINSKA, A; BALL, S. L; DEWAARD, J. R. Biological identifications through DNA barcodes. *Proceedings of the Royal Society of London B*, v. 270, p. 313-321. 2003.

ICMBio. Unidades de Conservação. Disponível em: <<http://www.icmbio.gov.br/portal/unidades-de-conservacao>>. Acesso em: 23/01/2020.

KOLEFF, P.; K. J. GASTON; J. J. LENNON. Measuring beta diversity for presence-absence data. *Journal of Animal Ecology*, v. 72, p. 367-382. 2003.

KOLM, H. E; ANDRETTA, L. Bacterioplankton in different tides of the Perequê tidal creek, Pontal do Sul, Paraná, Brazil. *Brazilian journal of microbiology*, v. 34, p. 97-103. 2003.

KOLM, H. E; ABSHER, T. M. Bacterial density and coliform organisms in waters and oysters of Paranaguá Estuarine Complex, Paraná, Brazil. *Boletim do Instituto de Pesca*, v. 34, n. 1, p. 49-59. 2008.

KOVAČIĆ, M; PATZNER, R. A; SCHLIEWEN, U. A first quantitative assessment of the ecology of cryptobenthic fishes in the Mediterranean Sea. *Marine Biology*, v. 159, p. 2731-2742. 2012.

KUITER, R. H. *Hippocampus tristis*, a Lazarus species of seahorse (Teleostei: Syngnathidae) from Australia. *Journal of the Ocean Science Foundation*, v. 35, p. 41-47. 2020.

LANA, P. C; ALMEIDA, M. V. O; FREITAS, C. A. F; COUTO, E. C. G; CONTI, L. M. P; GONZALEZ-PERONTI, A. L; GILLES, A. G; LOPES, M. J. S; SILVA, M. H. C; PEDROSO, L. A. Estrutura espacial de estruturas macrobênticas sublitorais da Gamboa Perequê (Pontal do Sul, Paraná.). *Nerítica*, v. 4, n. 1/2, p. 119-136. 1989.

LANA, P. C.; MARONE, E.; LOPES, R. M.; MACHADO, E. C. The subtropical estuarine complex of Paranaguá Bay, Brazil. In: SEELIGER, U.; KJERFVE, B. (Eds.). *Coastal Marine Ecosystems of Latin America*. Springer-Verlag, Berlin, 2001, p. 131-145. 2001.

LEGENDRE, P; D. BORCARD; P. R. PERES-NETO. Analyzing beta diversity: partitioning the spatial variation of community composition data. *Ecological Monographs*, v. 75, p. 435-450. 2005.

LEGENDRE, P; LEGENDRE, L. *Numerical ecology*. Elsevier Science, 2ª Edição, v. 24, 1998, 852 p.

LORENZI, L.; BORZONE, C. A. Variabilidade da infauna adjacente a estruturas rochosas na plataforma rasa do litoral do Paraná, Brasil. *Zoologia*, v.26, n.4, p. 716-724. 2009.

MARTIN, F. Étude de l'écosystème mangrove de la Baie de Paranguá (Paraná, Bresil): analyse des impacts et propositions de gestion rationnelle. Tese (Doutorado) – Universidade de paris VII, França, 1992.

MILLER, P. J. Adaptiveness and implications of small size in teleosts. *Symposia of the Zoological Society of London*, v. 44, p. 263-306. 1979.

MOREAU, S; PÉRON, C; PITT, K. A; CONNOLLY, R. M; LEE, S. Y; MEZIANE, T. Opportunistic predation by small fishes on epibiota of jetty pilings in urban waterways. *Journal of Fish Biology*, v. 72, p. 205-217. 2008.

NARDEZ, N. N; GONÇALVES, R. M; SOARES, C. R; KRUEGER, C. P; Classificação *fuzzy* da vulnerabilidade aos processos costeiros em Pontal do Paraná, Brasil. *Pesquisas em Geociências*, v. 43, n.2, p. 169-181. 2016.

PANTE, E; SCHOELINCK, C; PUILANDRE, N. From integrative taxonomy to species description: one step beyond. *Systematic Biology*, v. 64, n. 1, p. 152-160. 2015.

PINHEIRO, P. C. Ictiofauna do Arquipélago de Currais (Paraná – Brasil): complexidade estrutural dos costões rochosos e análise comparativa com um modulo recifal artificial. 105 f. Tese (Doutorado – Programa de Pós-Graduação em Ecologia e Recursos Naturais) – Universidade Federal de São Carlos, 2005.

PINHEIRO, P. C. Relatório para o programa Recifes Artificiais Marinhos (RAM). Comunidades ícticas do Arquipélago de Currais, Paraná. PADCT/CIAMB – CEM/UFPR, Pontal do Paraná, 13 p. 2002.

PIRES, A. C; MARINONI, L. DNA barcoding and traditional taxonomy unified through Integrative Taxonomy: a view that challenges the debate questioning both methodologies. *Biota Neotropica*, v. 10, n. 2, p. 339-346. 2010.

POSSAMAI, B; ROSA, L. C; CORRÊA, M. F. M. Seletividade de armadilhas e atrativos na captura de pequenos peixes e crustáceos em ambientes estuarinos. *Brazilian Journal of Aquatic Science and Technology*, v. 18, n. 2, p. 11-17. 2014.

POSSAMAI, B; FÁVARO, L. F. Seasonal and ontogenetic changes in the diet of blenny *Hypleurochilus fissicornis*: An estuarine mariculture as a model of the reef environment. *Marine Ecology*, v. 40, n. 2, p. 1-9. 2019.

R Core Team (2022). R: A language and environment for statistical computing. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria. URL <https://www.R-project.org/>.

RAJPOOT, A; KUMAR, V. P; BAHUGUNA, A; KUMAR, D. DNA barcoding and traditional taxonomy: an integrative approach, *International Journal of Current Research*, v. 8, n. 11, p. 42025-42031. 2016.

REBELLO, J; BRANDINI, F. P; Variação temporal de parâmetros hidrográficos e material particulado em suspensão em dois pontos fixos da Baía de Paranaguá, Paraná (junho/87 – fevereiro/88). *Nerítica*, v. 5, p. 95-111. 1990.

RIEDEL, A; SAGATA, K; SUHARDJONO, Y. R; TANZLER, R; BALKE, M. Integrative taxonomy on the fast track - towards more sustainability in biodiversity research. *Frontiers in Zoology*, v.10, n. 15, p. 1-9. 2013.

RIGINOS, C; BUCKLEY, Y. M; BLOMBERG, S. P; TREML, E. A. Dispersal capacity predicts both population genetic structure and species richness in reef fishes. *American Naturalist*, v. 184, p. 52–64. 2014.

RILOV, G., & BENAYAHU, Y. Vertical artificial structures as an alternative habitat for coral reef fishes in disturbed environments. *Marine Environmental Research*, v. 45, p. 431-451. 1998.

RIPPLE, W. J; WOLF, C; NEWSOME, T. M; HOFFMANN, M; WIRSING, A. J; MCCAULEY, D. J. Extinction risk is most acute for the world's largest and smallest vertebrates. *Proceedings of the National Academia of Sciences of the United States of America*, v. 114, p. 10678-10683. 2017.

SMITH-VANIZ, W. F; TORNABENE L; MACIEIRA R. M. Review of Brazilian jawfishes of the genus *Opistognathus* with descriptions of two new species (Teleostei, Opistognathidae). *ZooKeys*, v. 794, p. 95-133. 2018.

TAKADA, Y; IKEDA, H; HIRANO, Y; SAIGUSA, M; HASHIMOTO, K; ABE, O; SHIBUNO, T. Assemblages of cryptic animals in coral rubble along an estuarine gradient spanning mangrove, seagrass, and coral reef habitats. *Bulletin of Marine Science*, v. 90, n. 2, p. 723-740. 2014.

TAYLOR, M. S; HELLBERG, M. E. Comparative phylogeography in a genus of coral reef fishes: biogeographic and genetic concordance in the Caribbean. *Molecular Ecology*, v. 15, p. 695-707. 2006.

TAYLOR, M. S; HELLBERG, M. E. Genetic evidence for local retention of pelagic larvae in a Caribbean reef fish. *Science*, v. 299, p. 107–109. 2003.

TER BRAAK, C. J. F. Canonical correspondence analysis: a new eigenvector technique for multivariate direct gradient analysis. *Ecology*, v. 67, p. 1167-1179. 1986.

TEIXEIRA, R. M; SPERB, M. P. A sustentabilidade ambiental do turismo na Ilha do Mel, PR: perspectivas dos gestores públicos. *Turismo – Visão e Ação*, v. 8, n. 3, p. 437-453. 2006.

TELLES, D. H. Q; GÂNDARA, J. M. Aspectos de infraestrutura e serviços como indicadores da turistificação na Vila de Encantadas, Ilha do Mel (Brasil). *El Periplo Sustentable*, n. 21, p. 171-202. 2011.

THIRIET, P. D; DI FRANCO, A; CHEMINÉE, A; GUIDETTI, P; BIANCHIMANI, O; BASTHARD-BOGAIN, S; COTTALORDA, J-M; ARCEO, H; MORANTA, J; LEJEUNE, P; FRANCOUR, P; MANGIALAJO, L. Abundance and diversity of crypto- and necto-benthic coastal fish are higher in marine forests than in structurally less complex macroalgal assemblages. *PLoS ONE*, v. 11(10), 24 p. 2016.

TORNABENE, L; ROBERTSON, D. R; BALDWIN, C. C. A new species of *Lipogramma* (Teleostei: Grammatidae) from deep reefs of Roatan, Honduras. *ZooKeys*, v. 809: 79-95. 2018.

TROYER, E. M; COKER, D. J; BERUMEN, M. L. Comparison of cryptobenthic reef fish communities among microhabitats in the Red Sea. 2018.

VASCONCELLOS, G. C; LUIZ, F. Projeto criação do Parque Estadual Ilha das Cobras. Instituto Ambiental do Paraná (IAP), 2018. Relatório técnico.

VICTOR, B. C. How many coral reef fish species are there? Cryptic diversity and the new molecular taxonomy. In: C. MORA (Ed.) *Ecology of Fishes on Coral Reefs*. Cambridge University Press, Cambridge, 2015, p. 76-87.

VICTOR, B. C. The Caribbean Roughhead Triplefin (*Enneanectes boehlkei*): DNA barcoding reveals a complex of four West Indian sympatric cryptic species (Teleostei: Blennioidei: Tripterygiidae). *Journal of the Ocean Science Foundation*, v. 7, p. 44-72. 2013.

WARD, R. D. DNA barcode divergence among species and genera of birds and fishes. *Molecular Ecology Resources*, v. 9, p. 1077-1085. 2009.

WARD, R. D; HANNER, R; HEBERT, P. D. The campaign to DNA barcode all fishes, FISH-BOL. *Journal of Fish Biology*, v. 74, p. 329-356. 2009.

WARD, R. D; ZEMLAK, T. S; INNES, B. H; LAST, P. R; HEBERT, P. D. N. DNA barcoding Australia's fish species. *Philosophical Transactions of the Royal Society B: Biological Sciences*, v. 360, p. 1847-1857. 2005.

WHITTAKER, R. H. Evolution and measurement of species diversity. *Taxon*, v. 21, n. 2/3, p. 213-251. 1972.

WHITTAKER, R. H. Vegetation of the Siskiyou mountains, Oregon and California. *Ecological Monographs*, v. 30, p. 279-338. 1960.

WILL, K. P; MISHLER, B. D; WHEELER, Q. D. The perils of DNA Barcoding and the need for integrative taxonomy. *Systematic Biology*, v. 54, p. 844-851. 2005.

WILSON, S. Multiscale habitat associations of detritivorous blennies (Blenniidae: Salariini). *Coral Reefs*, v. 20, p. 245-251. 2001.

WINTERBOTTOM, R; HANNER R. H; BURRIDGE, M; ZUR, M. A cornucopia of cryptic species - a DNA barcode analysis of the gobiid fish genus *Trimma* (Percomorpha, Gobiiformes). *ZooKeys*, v. 381, p. 79-111. 2014.

WINTERBOTTOM, R; HANNER, R. H; BURRIDGE, M; ZUR, M. A cornucopia of cryptic species-a DNA barcode analysis of the gobiid fish genus *Trimma* (Percomorpha, Gobiiformes). *ZooKeys*, v. 381, p. 79-111. 2014.

XAVIER, J. H. A; CORDEIRO, C. A. M. M; TENÓRIO, G. D; DINIZ, A. F; PAULO JÚNIOR, E. P. N; ROSA, R. S; ROSA, I. L. Fish assemblage of the Mamanguape Environmental Protection Area, NE Brazil: abundance, composition and microhabitat availability along the mangrove-reef gradient. *Neotropical Ichthyology*, v. 10, n. 1, p. 109-122. 2012.

ZUUR, A. F; IENO, E. N; WALKER, N. J; SAVELIEV, A. A; SMITH, G. M. Mixed effects models and extensions in ecology with R. Springer, 2009, 574 p.